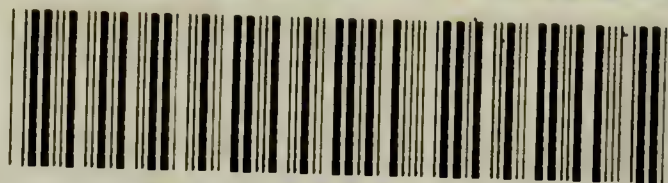
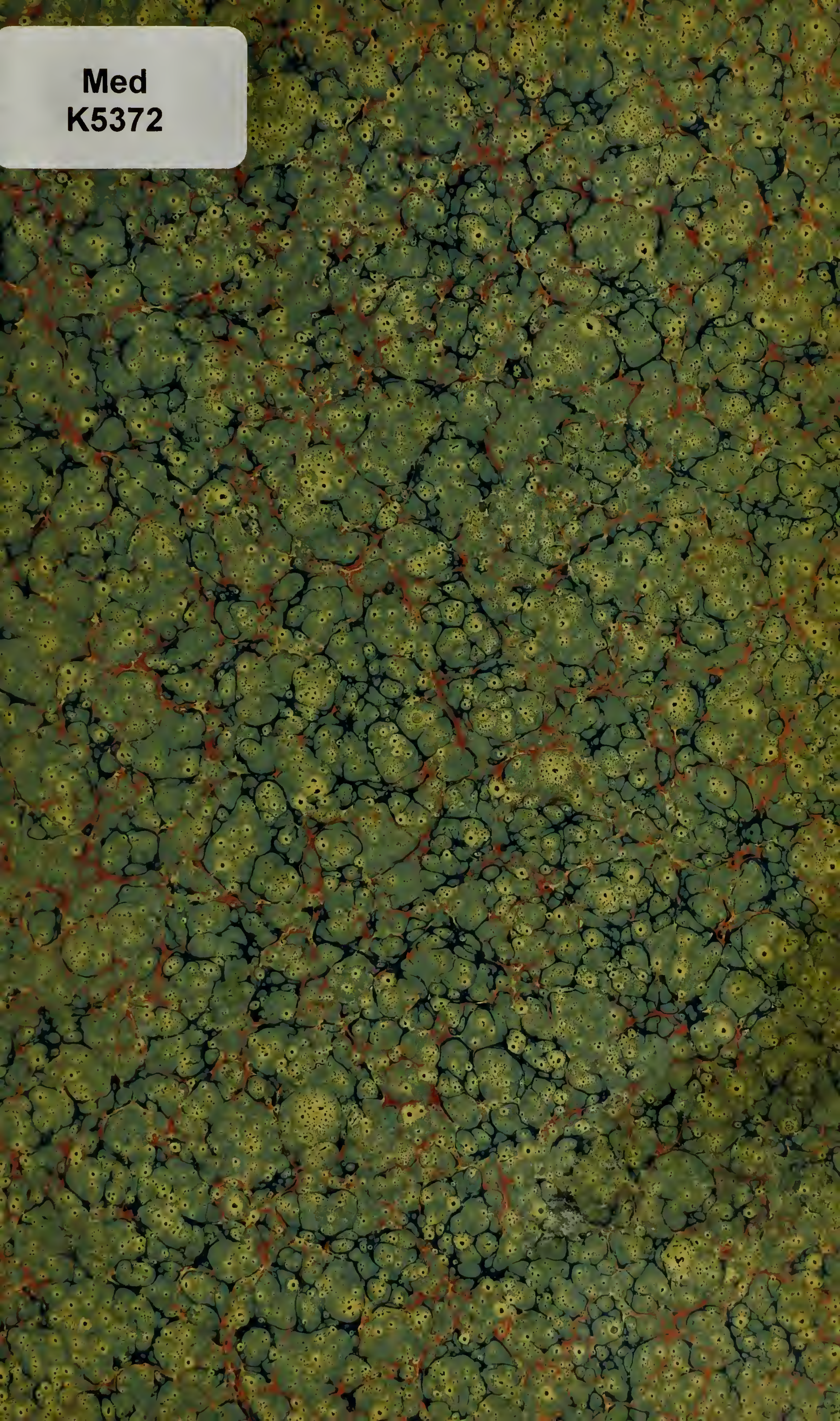




DAS

KLEINE BOTANISCHE PRACTICUM.

DAS KLEINE BOTANISCHE PRACTICUM FÜR ANFÄNGER.

ANLEITUNG ZUM SELBSTSTUDIUM DER MIKROSKOPISCHEN BOTANIK UND EINFÜHRUNG IN DIE MIKROSKOPISCHE TECHNIK.

VON

DR. EDUARD STRASBURGER
O. Ö. PROFESSOR DER BOTANIK AN DER UNIVERSITÄT BONN.

MIT 114 HOLZSCHNITTEN.

JENA.
VERLAG VON GUSTAV FISCHER.
1884.

Vorwort.

In der ersten Hälfte dieses Jahres publicirte ich unter dem Titel „Botanisches Practicum" ein Buch, das sich die Aufgabe stellte, sowohl den Anfänger in die mikroskopische Botanik einzuführen, als auch den Geübteren in derselben weiter zu leiten. Die mikroskopische Technik fand in jenem Buch besonders eingehende Berücksichtigung. Seiner ziemlich weit gefassten Aufgabe entsprechend hatte das „Botanische Practicum" ein nicht unbedeutendes Volumen erlangt, was mich alsbald zu dem Entschlusse führte, eine kleinere, auf die Bedürfnisse des Anfängers allein berechnete Ausgabe desselben zu veranstalten. Diese kleinere Ausgabe liegt als „Kleines botanisches Practicum" hiermit vor und soll, so hoffe ich, ihren Zweck erfüllen.

Das „Kleine botanische Practicum" ist für den Anfänger allein bestimmt. Es wird Denjenigen gewidmet, die, ohne Botaniker von Fach werden zu wollen, sich mit den Grundlagen der wissenschaftlichen Botanik vertraut zu machen wünschen. Gleichzeitig führt es den Anfänger in die mikroskopische Technik ein. Die botanische Arbeit am Mikroskop ist besonders zu einer solchen Einführung geeignet und sollte naturgemäss Jeder, dessen Lebensberuf ein Vertrautsein mit der mikroskopischen Technik verlangt, zunächst mit dem Studium botanischer Objecte am Mikroskop beginnen.

Die vom Anfänger zu lösende Aufgabe ist im vorliegenden Buche auf 32 Pensen vertheilt, ungefähr der Zahl der mit den Anfängern in einem Universitäts-Semester abzuhaltenden Uebungen entsprechend. Es wird vorausgesetzt, dass jede solche Uebung mehrere Stunden dauert. In dieser Zeit wird es dem Anfänger möglich sein, in zufriedenstellender Weise den Inhalt eines Pensums durchzunehmen. Die Schwierigkeit der Aufgabe erfährt vom ersten bis zum letzten Pensum eine fast continuirliche Steigerung. Das erste Pensum setzt völlige Unkenntniss der zu benutzenden Instrumente bei dem Anfänger voraus. Hingegen wird angenommen, der Anfänger sei mit dem Inhalt eines der neueren Handbücher der Botanik vertraut, oder habe eine Vorlesung über allgemeine Botanik bereits gehört. Bei solcher Vorbereitung dürfte der Anfänger sich auch ohne fremdes Zuthun, mit Hilfe dieses Buches allein, in die mikroskopische Botanik und gleichzeitig auch in die mikroskopische Technik einarbeiten können.

Das für die Untersuchung dienende Material ist so gewählt, dass sich dasselbe Jeder leicht wird beschaffen können. Vielfach habe ich auf den Gebrauch von Alcohol-Material hingewiesen, das die Arbeit des Beobachters mehr oder weniger vollständig von den Jahreszeiten unabhängig macht. Da aber solches und anderes Material rechtzeitig, oft monatelang vor Beginn der Untersuchung zu beschaffen ist, so wird der Practicant in einem besonderen Register auf die für seine Arbeit erforderlichen Pflanzen und auf den Zustand in dem sie zur Beobachtung zu gelangen haben, aufmerksam gemacht. Das zur Benutzung bereit stehende Material muss aber nicht selten mehrere Stunden früher, ja oft schon am vorhergehenden Tage, eine für die Untersuchung erforderliche technische Vorbereitung erfahren, daher der Practicant gut thun wird, sich rechtzeitig mit dem Inhalt des vorzunehmenden Pensums bekannt zu machen.

Die in Betracht kommenden Reagentien sind in einem besonderen Register zusammengestellt. Diese Reagentien werden vor Beginn der Untersuchungen zu beschaffen sein. Für speciell histologische Reagentien ist in diesem Register die Darstellungsweise angegeben. In den meisten Fällen wird dem Beobachter anzurathen sein, die Reagentien von den zu Anfang des Registers genannten Firmen fertig zu beziehen.

Der Gebrauch der Instrumente und die Anwendung der Reagentien sind an Beispielen erläutert, die Angaben über dieselben sind daher im Texte zerstreut. Das allgemeine Register ist aber so ausführlich gehalten, dass es dem Beobachter leicht werden wird, einzelne Angaben nach Bedürfniss im Text aufzufinden.

Den Untersuchungs-Methoden der Spaltpilze, die ja als botanische Objecte ebenfalls in dieses Buch gehören, habe ich besondere Sorgfalt zugewandt. Zwar konnte ich unmöglich jenes ganze Gebiet hier erschöpfend behandeln, doch ist das, wie ich meine, in hinreichendem Maasse geschehen, um den Beobachter zu jedweder Untersuchung dieser Art vorzubereiten.

Alle Figuren dieses Werkes sind von mir, zunächst zum Zweck der Herausgabe des grösseren botanischen Practicums, nach der Natur gezeichnet worden. Fast alle Angaben des Textes sind, auch wo sie nur Bekanntes bringen, auf meine eigenen Untersuchungen basirt. Am Schlusse jedes Pensums findet sich aber die auf den Inhalt desselben bezügliche Litteratur zusammengestellt, aus welcher der Anfänger weitere Belehrung eventuell schöpfen kann.

Bonn, im October 1884.

Eduard Strasburger.

Inhaltsübersicht.

Einleitung.

Der Studirende an Hochschulen wird in den botanischen Instituten die Instrumente vorfinden, die für seine Arbeit erforderlich sind. Demjenigen, der eine solche Anstalt nicht besucht, aber mit Hilfe dieses Buches in die mikroskopische Botanik eingeführt werden möchte, sowie Demjenigen, der unter allen Umständen ein eigenes Instrument zu besitzen wünscht, schlage ich eine der nachstehenden Combinationen vor, die nach den neuesten optischen Katalogen zusammengestellt wurden.

C. Zeiss in Jena, Stativ VIIa, mit den Ocularen 2, 4 und 5 und den Objectiven (Objectivsystemen, auch kurz Systemen) B und D, im Preis von 158 Mark. Dieses Instrument lässt Vergrösserungen von 70 bis 580 zu.

E. Leitz in Wetzlar, mittleres Stativ, mit den Ocularen I und III, den Objectiven 3 und 7, in dem letzten Preis-Verzeichniss von 1881 unter Nr. 17, im Preis von 110 M. Das betreffende Instrument lässt Vergrösserungen von 80 bis 500 zu.

Seibert und Krafft in Wetzlar, die unter Nr. 7 als „einfaches Mikroskop" zusammengestellte Combination mit den Ocularen I und III und den Objectiven II und Va, eine Vergrösserung von 70 bis 610 zulassend, ohne Mikrometer, im Preis von 115 M.

L. Bénèche in Berlin, Grossbeerenstrasse Nr. 19, Stativ C, Oculare 2 und 3, Objective 4 und 7, 60 bis 350 Mal vergrössernd, Preis 120 M.

E. Hartnack in Potsdam, Waisenstrasse Nr. 39, Stativ VIII, Oculare 2 und 4, Objective 4 und 8 (älterer Construction), Vergrösserung 50 bis 600, für 164 M.

Fr. Schmidt und Haensch in Berlin, Stallschreiberstrasse 4, Stativ Nr. 7, mit 3 Ocularen und den Objectiven 2 und 4, Vergrösserung 20 bis 500, Preis 135 M.

R. Winkel in Göttingen, Stativ 6, Oculare II und V, Objective 3 und 7, Vergrösserung 80 bis 630, Preis 136 M.

S. Plösl & Co., Wien IV, Goldegggasse Nr. 6, Mikroskop Nr. 4, mit den Ocularen 2 und 4 und den Objectiven III und VII, Vergrösserung 60 bis 600, im Preise von 75 fl. ö. W.

A. Prazmowski in Paris, rue Bonaparte 1, Nachfolger der Firma Hartnack & Prazmowski, führt dieselben Instrumente, die wir bei E. Hartnack in Potsdam angeführt haben und zu den nämlichen Preisen.

C. Vérick in Paris, rue de la Parcheminerie 2 (Katalog 1882), Modell 5, zum Umlegen, mit drehbarer Blendungsscheibe und ausziehbarem

Tubus. Mit zwei Ocularen, 1 und 3, und zwei Objectiven, 2 und 7, Vergrösserung 60 bis 570. Preis 165 Fr. Das Stativ, Modell 4, ebenfalls zum Umlegen, mit Cylinderblenden, ausziehbarem Tubus, lässt die Anbringung von Beleuchtungs- oder Polarisationsapparaten zu. Mit denselben Ocularen und den Objectiven 2, 6 und 7, Vergrösserung von 60 bis 780, im Preise von 260 Fr. Ohne das Objectiv 7 um ca. 50 Fr. billiger. Diese beiden Instrumente sind jetzt in Frankreich besonders verbreitet.

A. Nachet in Paris, rue St. Severin Nr. 17 (Katalog 1881). Stativ Nr. 8, Ocular 1 und 3, Objective 3 und 6. Vergrösserung 80 bis 550. Preis ca. 180 Fr. Die hier vorgeschlagene Combination ist im Catalog nicht angeführt, vielmehr statt des Stativs Nr. 8 dasjenige Nr. 10, welches aber ohne Blendungen ist und daher nicht zu empfehlen. Das Stativ Nr. 8 ist zum Umlegen eingerichtet und mit Cylinderblendungen versehen. Ganz ähnlich dem Stativ Nr. 8, doch mit Scheibenblendung, ist das Stativ Nr. 9. Der Preis desselben mit Ocular 1 und 3, Objectiv 3 und 6 und Beleuchtungslinse beträgt 160 Fr.

Die englischen Mikroskope der bekannten Firmen von Ross & Co., New Bond Street 112 und von Powell and Lealand, Euston Road 170, beide in London, sowie die amerikanischen von Zentmeyer in Philadelphia, South Fourth Street 147, sind erheblich theurer, als die bisher angeführten und kommen daher für den Anfänger weniger in Betracht. Auch sind die meisten englischen und amerikanischen Stative complicirter als nöthig gebaut und wird an denselben durch Schrauben verschoben, was besser mit Fingern zu bewegen ist. Am meisten wäre zu empfehlen das Stativ „Students Monocular Microscope-Stand" Nr. 1, von Ross & Co. mit grober Einstellung durch Verschiebung des Tubus und feiner Einstellung durch Mikrometerschraube, mit rundem, drehbarem Glastisch, ausziehbarem Tubus, in den continentale Oculare passen. Mit einem Ocular Preis 4 £ 10 *s*, Diaphragma am Tisch 8 *s*, der Kasten zum Mikroskop extra 11 *s*. — Hierzu wäre nöthig ein One-inch Objectglas 15° für 1 £ 5 *s* und ein 1—5th 75° für 2 £ 2 *s*, zusammen 8 £ 16 *s*, wozu erwünscht ein zweites Ocular, welches mit 1 £ berechnet wird. — Grobe Einstellung durch Zahn und Trieb erhöht den Preis des Stativs (Students Monocular Microscope-Stand Nr. 2) um 15 *s*.

Die Zahl der optischen Institute, die gute Instrumente liefern, hätte noch vermehrt werden können, doch zog ich es vor, mich auf die bekanntesten zu beschränken.

Die angeführten Combinationen sind derartig, dass jede derselben, correcte Leistung des Optikers vorausgesetzt, ausreichen würde, um dem Anfänger die Nachuntersuchung fast sämmtlicher Angaben dieses Buches zu ermöglichen.

Die vorgeschlagenen Stative sind aber bereits mit Rücksicht auf stärkere Objective ausgewählt, so dass der Practicant, der einige Uebung im Gebrauch seines Instruments erlangt hat, durch nachträgliche Anschaffung eines oder einiger stärkerer Objective die Leistungsfähigkeit seines Instruments wird erhöhen können. — Die folgenden Objective würden dann zunächst in Betracht kommen:

C. Zeiss, Objectiv für Wasser-Immersion (Wasser-Immersions-System) J mit Corrections-Fassung 164, ohne Corrections-Fassung 144 Mark.

E. Leitz, Objectiv für Wasser-Immersion 9, mit Correction 75, ohne Correction 63 M.

Seibert und Krafft, Objectiv für Wasser-Immersion, VIIa ohne Correction 60, VIIb mit Correction 75 M.

L. Bénèche, Objectiv für Wasser-Immersion 10, ohne Correction 60, mit Correction 90 M.

E. Hartnack, Objectiv für Wasser-Immersion 9, mit Correction 120 M.

Fr. Schmidt und Haensch, Objectiv für Wasser-Immersion 10, mit Correction 90 M.

R. Winkel, Immersions-System B, mit Correction 135 M.

Plösl & Comp., Objectiv für Wasser-Immersion J, ohne Correction 50 fl. ö. W., mit Correction 75 fl. ö. W.

A. Prazmowski, neues Trockensystem zu vier Linsen 9, 90 Fr.

C. Vérick, Objectiv 9, für Wasser-Immersion mit Correction 150 Fr.

A. Nachet, Objectiv für Wasser-Immersion 9, ohne Correction 100, mit Correction 150 Fr.

Ross & Co. (Price-List 1883, p. 12) 1—8th kann trocken oder mit Wasser-Immersion benutzt werden, 8 £ 8 *s*.

Powell and Lealand (Catalogue 1883) $\frac{1}{8}$ für Wasser-Immersion 9 £ 9 *s*.

Der Anfänger, falls er sich gleich ein Immersionssystem anschaffen will, thut jedenfalls besser dieses ohne Correctionsfassung zu nehmen, da der richtige Gebrauch der Correction sehr viel Uebung verlangt. Aber auch der Geübtere wird bei den schwächeren Immersionssystemen, die hier in Vorschlag kamen, auf die Correction verzichten können, da dieselbe bei den schwächeren Immersionssystemen überhaupt entbehrlich ist. Das Immersionssystem ohne Correction ist auf eine mittlere, von dem Optiker näher bezeichnete Deckglasdicke corrigirt und da gilt es nur, sich Deckgläser von dieser bestimmten Dicke zu beschaffen. Stehen dem Beobachter aber solche Deckgläser zur Verfügung, so wird er auch bei stärkeren Immersionssystemen ohne Correction auskommen können und dieselbe eventuell nur bei Betrachtung fertiger Präparate, welche Deckgläser anderer Dicke führen, entbehren. An der Correctionsfassung ist, wo ein Immersionssystem mit dieser vorliegt, eine Theilung und Bezifferung angebracht, welche, innerhalb bestimmter Grenzen, die Einstellung auf eine gegebene Deckglasdicke, so weit diese bekannt, zulässt.

Wer eine grössere Ausgabe nicht scheut, thut wohl, statt des Wasser-Immersionssystems sich gleich ein System für homogene Immersion anzuschaffen. Die Systeme $^1/_{12}$ und $^1/_{18}$ engl. Zoll für homogene Immersion bei Zeiss kosten 350 und 400 M.; 1a ($^1/_{12}$), 2 ($^1/_{16}$) und 3 ($^1/_{20}$) bei Leitz 130, 150 und 200 M.; bei Seibert und Krafft XII ($^1/_{12}$), XIII ($^1/_{16}$) und XIV ($^1/_{20}$) 200, 260 und 320 M.; bei Winkel $^1/_{10}$, $^1/_{14}$, $^1/_{20}$, $^1/_{24}$ und $^1/_{28}$ 150, 180, 250, 320 und 500 M.; bei Hartnack I ($^1/_{12}$), II ($^1/_{18}$), III ($^1/_{24}$), 200, 250 und 350 M.; bei Vérick 9 ($^1/_{12}$), 10 ($^1/_{16}$) und 12 ($^1/_{21}$) 200, 250 und 350 Fr. und ähnlich schwanken die Preise auch bei den übrigen continentalen Optikern. Theurer hingegen sind die englischen bei Powell and Lealand von $^1/_8$ bis $^1/_{25}$ von 12 bis zu 30 £. — Diese

Systeme sind ohne Correction, da die Deckglasdicke für dieselben, innerhalb der zulässigen Grenzen, fast gleichgiltig ist. Diese Systeme vertragen beträchtlich stärkere Oculare als die Trockensysteme und auch als die Systeme für Wasser-Immersion, so dass hier mit einem einzigen Systeme, etwa dem $^1/_{12}$, durch Wechsel der Oculare, eben so viel wie durch mehrere Wasser-Immersionssysteme zu erreichen ist. Ein System für homogene Immersion, falls es vollkommen gebaut ist, kann somit mehrere Systeme anderer Art ersetzen. Die höchste Leistungsfähigkeit der Systeme für homogene Immersion wird erst bei Anwendung des Abbe'schen Beleuchtungsapparates erreicht. Dieser lässt sich aber nur an den grösseren, somit kostspieligeren Stativen anbringen. Das billigste Stativ dieser Art bei Zeiss ist Nr. Va, das ohne Abbe'schen Beleuchtungsapparat 95 M., mit diesem Apparat 150 M. kostet. Der Oberkörper (Tisch sammt höher gelegenen Theilen) dieses Stativs ist nicht drehbar um die optische Axe; da nun aber eine solche Einrichtung entschieden grosse Vortheile gewährt, so empfiehlt es sich, gleich dem Stativ II, mit Drehung um die optische Axe, den Vorzug zu geben. Dieses kommt mit dem Abbe'schen Beleuchtungsapparat auf 250 M. zu stehen. Das billigste Stativ bei Leitz, das den Abbe'schen Beleuchtungsapparat zulässt, ist das Stativ Ib, ohne Drehung, und kostet 90 M.; der Beleuchtungsapparat dazu noch 50 M. Bei Seibert und Krafft ist ein solcher bis hinab zu dem Stativ 4 anzubringen, das ebenfalls 90 Mark kostet, der Beleuchtungsapparat hierzu 54 M. Aehnlich verhält es sich bei den anderen Optikern. — Doch selbst an den kleinen, von mir in der Uebersicht aufgezählten Stativen, kann man die Systeme für homogene Immersion mit grossem Vortheil benutzen.

Es lassen sich Objective aus einer optischen Werkstatt an den Stativen aus einer anderen verwenden, um so mehr, als die meisten Optiker jetzt den Tubus mit einem und demselben Gewinde, dem „society-screw“ versehen haben. Bei der üblichen Tubuslänge der continentalen Stative (150 bis 170 *mm.*) ist bei Bestellungen der Objective auf dem Continente eine Angabe über die Länge des Tubus nicht nothwendig; wohl aber, wenn der Tubus die oben angegebene Norm übersteigt. Namentlich muss dieses beachtet werden bei Bestellungen der Objective für homogene Immersion.

Eine Theorie der mikroskopischen Bilderzeugung zu geben liegt nicht in meiner Absicht und verweise ich hierfür auf die Lehrbücher der Physik und auf die speciellen Werke über das Mikroskop.[1]) Meine Aufgabe soll hingegen darin bestehen, den Anfänger mit den wichtigsten Thatsachen der mikroskopischen Botanik, mit dem Gebrauch des Mikroskops und mit der mikroskopischen Technik vertraut zu machen. Diese Unterweisung soll beim Studium selbst geschehen. Damit aber die im Text zerstreuten Angaben leicht nach Bedürfniss verglichen werden können, gebe ich ein ausführliches Register diesem Buche bei.

Ausser dem zusammengesetzten Mikroskop, dem Compositum, das wir bis jetzt ausschliesslich berücksichtigt haben, ist auch noch ein einfaches, das sogenannte Präparir-Mikroskop oder Simplex nothwendig. Ein grosses Präparir-Mikroskop (Nr. 107 des Zeiss'schen Katalogs von 1883) mit zugehörigem Linsensystem, das bei relativ grossem Focalabstand Ver-

grösserungen von 15, 20, 30, 40, 60 und 100 zulässt, liefert Zeiss für 80 M. Doch wird für die Zwecke dieses Buches auch schon das viel einfachere kleine Präparir-Stativ Nr. 111 des Katalogs für 18 M. mit einer Lupe, die 5 und 10mal vergrössert (Nr. 112) für 6 M., einem Doublet von 15 und einem solchen von 30facher Vergrösserung (Nr. 113), zu 6 M. jedes, genügen. Die hier in Anwendung kommende Lupe kann zugleich als Handlupe dienen. Aehnliche grosse und kleine Präparir-Mikroskope werden, zu annähernd denselben Preisen, von andern Optikern geliefert.

Statt eines Simplex kann auch das bildumkehrende Prisma (prisme redresseur) nach Nachet, dienen, das dem Compositum aufgesetzt wird. Bei Nachet ist dieses bildumkehrende Prisma (25 Fr.) fest mit einem Ocular verbunden (Preis mit Ocular 35 Fr.), so auch bei Seibert und Krafft (mit Ocular 30 M.); bei Zeiss (ohne Ocular 18 M.) wird dasselbe mit tellerförmiger Fassung dem Ocular 2 aufgesetzt. — Demselben Zwecke wie das bildumkehrende Prisma dient auch das bildumkehrende Ocular von Hartnack (Preis bei Hartnack 20 M.), doch lässt sich letzteres nur an solchen Mikroskopen anbringen, die einen ausziehbaren Tubus besitzen. Das bildumkehrende Prisma wird nämlich dem untern Ende des ausziehbaren Tubustheiles eingeschraubt. Der Wechsel der Vergrösserungen mit einem und demselben Objectiv wird durch Verschiebung des inneren Rohres erzielt. Die Bilder entbehren zwar der vollen Schärfe, erfüllen aber doch in ausreichendem Maasse ihren Zweck. Das Präpariren unter dem zusammengesetzten Mikroskope hat bei sehr kleinen Gegenständen den Vortheil, dass man dieselben nicht aus dem Gesichtsfelde verliert und somit nicht bei Uebertragung vom Compositum zum Simplex und umgekehrt, erst zu suchen hat. Das Präpariren mit dem bildumkehrenden Ocular bietet kaum grössere Schwierigkeiten als mit dem Simplex; beim bildumkehrenden Prisma wirkt hingegen im Anfang der Umstand störend, dass man nicht gerade abwärts, in der Richtung der präparirenden Hände, vielmehr schräg nach vorn in das Prisma hineinzusehen hat. Das bildumkehrende Prisma, das dem Ocular aufgesetzt wird, verkleinert das Gesichtsfeld, falls es mit einem anderen, als dem Ocular 2 benutzt wird. Das Compositum, das man in dieser Weise zum Präpariren gebraucht, muss mit entsprechend schwächeren Objectiven ausgerüstet sein, wozu die Objective a_1 und a_3 von Zeiss, zu 12 M. das Stück, oder andere gleich schwache Systeme sich empfehlen würden.

Zu den nothwendigsten Hilfsmitteln der mikroskopischen Forschung gehört eine gute Lupe, weil es oft gilt, sich mit dieser erst über den Gegenstand zu orientiren, der bei stärkerer Vergrösserung weiter untersucht werden soll. Falls das Präparir-Mikroskop mit Lupen ausgerüstet ist, können diese, wie schon erwähnt wurde, als Handlupen dienen. Auch die Objectivlinsen an dem Linsensystem des grossen Zeiss'schen Präparir-Mikroskops lassen sich als Lupen benutzen. Zu empfehlen wäre aber dann noch die Anschaffung einer etwa 6-fach vergrössernden Lupe. Sehr schön und demgemäss theuer (12—15 M.) sind die aplanatischen Lupen (Nr. 115 und 115a des Zeiss'schen Katalogs).

Als Zeichenprisma (camera lucida) zum Gebrauch am Mikroskop möchte ich vor Allem empfehlen die neue camera lucida nach Abbe (Zeiss'

Katalog No. 64) im Preise von 30 M., oder die camera lucida mit zwei Prismen (Zeiss' Katalog No. 65) zum Preise von 21 M. Erstere ist speciell für Ocular 2 von Zeiss adjustirt und wird demselben aufgesetzt; sie gestattet ein Zeichnen auf horizontaler Fläche; während der Beobachtung wird sie abgenommen. Die zweite wird vermittels eines Ringes auf den Tubus oder das Ocular geschoben; sie verlangt ein Zeichnen auf geneigter Fläche, hat aber den Vortheil, dass man sie stets am Mikroskop behalten und während der Beobachtung nur bei Seite zu schieben braucht. Beide Apparate verlangen Zeichenpulte und zwar die Abbe'sche Camera ein horizontales, das Zeichenprisma ein unter circa 25^{0} geneigtes. Die Höhe des Pultes dürfte im Allgemeinen der Höhe des Objecttisches am Mikroskop entsprechen, bei besonders weit- oder kurzsichtigen Beobachtern nach der deutlichen Schweite derselben sich richten.

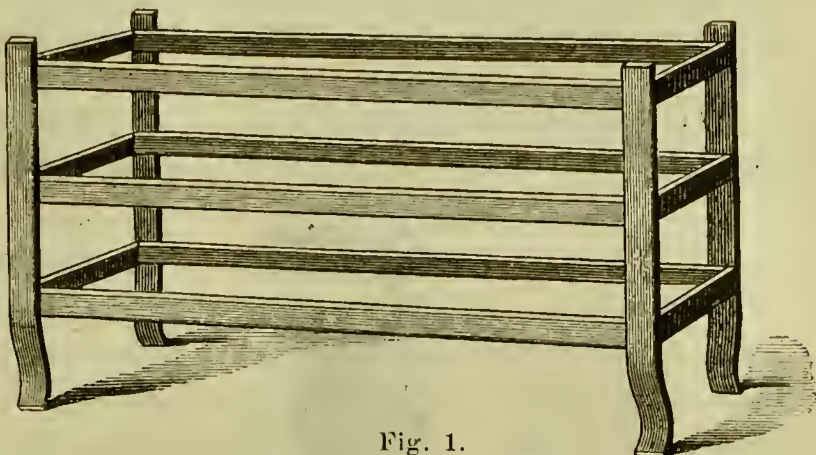
Weiter ist ein Objectiv-Mikrometer nothwendig, der von Zeiss mit 10 M. berechnete (Katalog No. 46) zeigt einen Millimeter in 100 Theile getheilt. Andere Optiker verlangen ungefähr den nämlichen Preis.

Jeder feststehende Arbeitstisch kann zum Mikroskopiren benutzt werden, doch sehe man darauf, dass er nicht zu klein sei und nicht an der Oberfläche glänze. Man wird diese Oberfläche am besten dunkel beizen lassen. Den Tisch stellt man so auf, dass sich das Mikroskop in $1^1/_2$ bis 2 Meter Entfernung vom Fenster befinde. Jede Lage des Fensters ist gut, wenn dasselbe freien Ausblick hat. Gegen directes Sonnenlicht schützt man sich durch einen weissen Rollvorhang, der am besten aus Durchpausleinwand anzufertigen ist. Das grelle weisse Licht, das man erhält, wenn der Rollvorhang vom directen Sonnenlicht getroffen wird, schafft für starke Vergrösserungen die günstigsten Beobachtungsbedingungen.

Die nothwendigen Objectträger und Deckgläser bezieht man von Heinrich Vogel in Giessen, P. Stender in Leipzig, Königsstrasse 11, E. Kaiser in Berlin, Albrechtstrasse 18, H. Boecker in Wetzlar, C. Zeiss in Jena u. a. m. Man hat bei den Objectträgern die Wahl zu treffen zwischen dem Giessener und dem englischen Format. Die Objectträger im Giessener Format sind 48 *mm.* lang und 28 *mm.* breit; die Objectträger im englischen Format sind 76 *mm.* lang und 26 *mm.* breit. Das Giessener Format gewährt in sofern Vortheile, als der Objectträger über den Objecttisch des Mikroskops nicht hinausragt und somit die Gefahr nicht vorhanden ist, denselben anzustossen. Das englische Format ist in mancher Beziehung handlicher. — Die Deckgläser wähle man für die gewöhnliche Beobachtung quadratisch, mit 18 *mm.* Seite; habe aber auch grössere für besonders grosse Objecte, und auch kleinere, die eventuell bei Darstellung von Dauerpräparaten ausreichend sein können, zur Disposition. Verfügt man über starke Objective, so wird man gut thun, für diese Deckgläser von bestimmter Dicke zu bestellen.

Weiter sind nothwendig einige flach und einige hohl geschliffene Rasirmesser; eine feine und eine grobe Stahlpincette; eine fein zugespitzte Präparir-Schere, als welche eine feine Stick-Schere eventuell dienen kann; ein Paar Nadelhalter, etwa nach Art der Häkelnadelhalter, doch so eingerichtet, dass sie die feinsten Nähnadeln noch festhalten können; englische Nähnadeln von Nr. 8 aufwärts, für diese Halter; einige Skalpelle;

einige feine Pinsel; ein kleiner Handschraubstock, wie ihn die Uhrmacher benutzen; Glasröhren und Glasstäbe; Uhrgläser verschiedener Grösse und entsprechend grosse Glasscheiben, um sie zu decken; niedrige Glasglocken, um feuchte Kammern einrichten zu können; Zinkgestelle wie etwa das nebenan in halber Grösse abgebildete (Fig. 1), um unter die Glocke gestellt die Objectträger aufzunehmen; zwei entsprechend hohe Glasglocken, um unter dieselben das zusammengesetzte und das einfache Mikroskop stellen zu können; endlich Holundermark.


Fig. 1.

Das Verzeichnis der nothwendigen Reagentien ist am Schlusse dieses Buches nachzuschlagen.

Zur Aufbewahrung der mikroskopischen Dauerpräparate sind die verschiedensten Präparaten-Kästen empfohlen worden und stellt solche beispielsweise Theodor Schröter in Leipzig, grosse Windmühlenstrasse 37, in allen Formen her. Besonders zweckmässig erscheinen mir die circa 7 *cm.* hohen Kästen, mit aufzuklappender Vorderseite, die mit fünfzehn aufeinander liegenden Papptafeln erfüllt sind. Jede Papptafel ist durch aufgeklebte Papprahmen in zehn Felder getheilt und nimmt dementsprechend zehn Objectträger auf. Der Vorteil dieser Einrichtung besteht darin, dass die Präparate flach liegen und leicht übersehen werden können. Die Objectträger müssen aber mit Schutzleisten versehen sein, damit sie bei etwaiger Umkehrung des Kastens nicht leiden. — Diese Kästen lassen sich mit Vortheil auch für die provisorische Unterbringung unfertiger Präparate, soweit diese der Gefahr des Austrocknens nicht ausgesetzt sind, verwenden.

Anmerkung zur Einleitung.

[1]) Mit besonderer Berücksichtigung des Botanikers: Naegeli und Schwendener, das Mikroskop. 2. Aufl. 1877. Dippel, das Mikroskop. 2. Aufl. 1822. Behrens, Hilfsbuch etc. 1883.

I. Pensum.

Gebrauch des Mikroskops. Bau der Stärke.

Wir orientiren uns zunächst über die einzelnen Theile des zusammengesetzten Mikroskops (Fig. 2) und zwar wählen wir das Zeiss'sche Stativ VIIa zu diesem Zwecke aus. An diesem Stativ ist zu unterscheiden: der hufeisenförmige Fuss *fs*, die Säule *sl*, der Objecttisch *ot*, die Führungshülse *fh*, der Tubus (Mikroskopröhre) *t*, der Spiegel *s* und die Mikrometerschraube *m*.

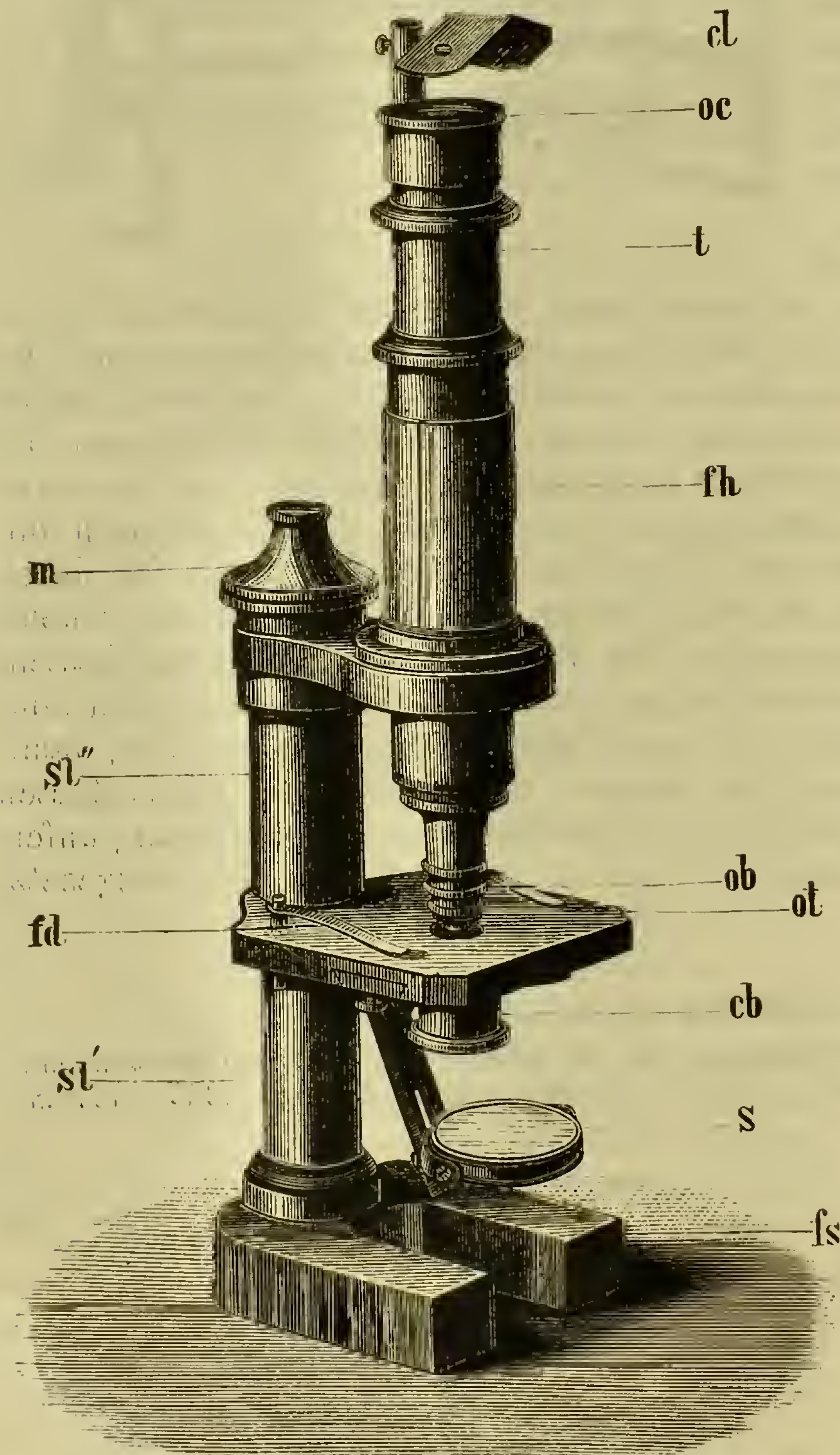


Fig. 2. Stativ VIIa von Zeiss mit Zeichenprisma *cl.* 1/3 nat. Gr. *fs* Fuss, *sl'* unterer, *sl''* oberer Theil der Säule, *ot* Objecttisch, *cb* Cylinderblendungen, *fd* Federklammern, *s* Spiegel, *m* Mikrometerschraube, *fh* Führungshülse, *t* Tubus, *ob* Objectiv, *oc* Ocular.

Die Spiegelfassung *s* vereinigt zwei Spiegel, auf der einen Seite einen planen, auf der anderen einen concaven. Den ersteren werden wir bei schwachen, den letzteren bei stärkeren Vergrösserungen in Gebrauch nehmen. Der Tisch ist in der Mitte von einer kreisrunden Oeffnung durchbrochen, welche bestimmt ist, das vom Spiegel zurückgeworfene Licht durchzulassen. Unter dieser Oeffnung befinden sich hier die Cylinderblendungen. Sie sind an einem Schlitten angebracht, der sich seitlich aus dem Objecttisch hervorziehen lässt. Der Schlitten trägt eine cylindrische Hülse, in welche ein, auf- und abwärts beweglicher Cylinder passt. In die obere Oeffnung dieses Cylinders werden die verschieden weiten, dem Instrument

beigegebenen Blendungen nach Bedürfniss eingesetzt. Der bewegliche Cylinder wird zunächst nur so hoch in die Hülse gesteckt, dass das Einschieben des Schlittens möglich bleibt, dann drückt man ihn von unten so weit in die Hülse, bis dass die obere Fläche der Blendung mit der Oberfläche des Objecttisches in einer Ebene zu liegen kommt. Mit Hilfe dieser Blendungen reguliren wir nach Bedürfniss die Beleuchtung, ziehen übrigens für den Anfang vor, den Cylinder mit der Blendung ganz aus der Hülse herauszunehmen. An dem Leitz'schen mittleren Stativ ist die zur Aufnahme des Cylinders mit den Blendungen bestimmte Hülse an einem drehbaren Arme an der Unterseite des Objecttisches befestigt und kann zum Wechseln der Blendungen hervorgedreht werden. Zeiss' Stativ VIIb und VIII hat an Stelle der Cylinderblendungen eine gewölbte, excentrisch befestigte Blendungsscheibe, die man dreht, um verschieden weite Oeffnungen in die optische Axe des Mikroskops zu bringen. Auf dem Objecttische sind Federklammern (*fd*) angebracht, die dazu dienen sollen, den Objectträger festzuhalten. Wir wollen, falls möglich, dieselben zunächst entfernen. — Der Tubus *t* ist in der Führungshülse *fh* verschiebbar. Nur an den grossen Stativen fehlt die Hülse und ist der Tubus dort durch Zahn und Trieb zu bewegen. — Wir ziehen den Tubus aus der Hülse und schrauben an das untere Ende desselben das schwächere Objectiv (etwa B von Zeiss, 3 von Leitz o. a. m.) an. Welches Objectiv aber das schwächere sei, können wir an der bedeutenderen Grösse seiner Frontlinse erkennen. Hierauf schieben wir den Tubus in die Hülse wieder ein und nähern das Objectiv so weit dem Objecttische, dass es von demselben etwa nur noch um 1 *cm.* entfernt ist. In das obere Ende des Tubus setzen wir jetzt das Ocular 2 ein, das wir überhaupt vorwiegend bei Zeiss'schen Instrumenten benutzen werden, wie wir uns denn überhaupt auch bei den Mikroskopen anderer Firmen, der schwächeren Oculare vornehmlich zu bedienen hätten. — Das in der Figur über dem Ocular befindliche Zeichenprisma *cl* lassen wir zunächst weg. — Wir stellen unser Instrument einem Fenster gegenüber, etwa in anderthalb bis zwei Meter Entfernung, auf. Während wir nunmehr in das Ocular hineinsehen, verändern wir mit den Fingern die Neigung des Spiegels so lange, bis dass uns das Gesichtsfeld des Mikroskops hell und gleichmässig erleuchtet erscheint. Dabei haben wir darauf zu achten, dass der Spiegel nicht (wie dies beispielsweise in der Figur zu sehen) aus der Axe des Instruments nach vorn oder nach den Seiten herausgeschoben werde, da wir bei gerader Beleuchtung beobachten wollen. Hingegen können wir, je nach Bedürfniss der Lichtstärke, den Spiegel dieses Stativs an seinem Träger in der optischen Axe des Mikroskops hinauf oder hinab verschieben, ihn somit dem Objecttische nähern oder ihn von demselben entfernen.

Ein Objectträger wird jetzt rein abgewischt und auf denselben mit dem Glasstab ein Tropfen Brunnenwasser gebracht.

Hierauf nehmen wir eine Kartoffelknolle in Untersuchung. Wir durchschneiden dieselbe mit einem Taschenmesser und übertragen ein wenig von dem, an der Schnittfläche hervorgetretenen Safte, mit demselben Messer in den Wassertropfen. Dann bedecken wir den Tropfen mit einem Deckglase. Auch dieses muss zuvor und zwar mit besonderer

Vorsicht gereinigt werden. Es geschieht das am besten flach zwischen den Fingern, mit Stücken alter Leinwand. Hat der Tropfen die richtige Grösse gehabt, so tritt kein Wasser seitlich am Deckglasrande hervor. Ist dies jedoch geschehen, so entferne man das überschüssige Wasser mit Fliesspapier, oder stelle lieber ein zweites Präparat her, da in diesem Falle unter dem Einfluss des saugenden Papiers auch die meisten der zu beobachtenden Körnchen hinweggeschwemmt werden.

Nunmehr bringen wir unser Präparat auf den Objecttisch des Mikroskops und zwar so, dass der Gegenstand über der Mitte der Objecttischöffnung zu liegen komme. Um die richtige Einstellung zu gewinnen, schiebe man den Tubus zunächst, diese Manipulation von aussen controlirend, soweit hinab, dass das Objectiv das Präparat fast berühre. Hierauf bewege man, gleichzeitig in das Ocular sehend, den Tubus möglichst langsam aufwärts. Diese Bewegung wird am besten mit einer Drehung des Tubus innerhalb der Hülse verbunden. Es kommt bald der Augenblick, wo der zuvor unsichtbare Gegenstand in Gestalt kleiner Körner sich zu zeichnen beginnt. Sollte man sich hingegen über 2 *cm.* weit mit dem Objectiv vom Objectträger entfernt haben, ohne die Körner zu erblicken, so liegen dieselben entweder nicht im Gesichtsfelde des Mikroskops, oder man hat den Tubus zu schnell aufwärts bewegt und das rasch auftauchende und eben so rasch wieder schwindende Bild übersehen. Man versuche dann nicht, abwärts den Tubus schiebend, das Bild zu gewinnen, da man hierbei Gefahr laufen würde, das Deckglas zu zerdrücken, das Präparat zu verderben und das Objectiv zu beschmutzen; man schiebe vielmehr, von aussen die Sache wieder controlirend, zum zweiten Male den Tubus so weit abwärts, dass er das Deckglas fast berühre und beginne von neuem, gleichzeitig in das Ocular sehend, den Tubus, und zwar noch langsamer als zuvor, zu heben. Sollte dieses auch jetzt nicht zum Ziele führen, so ist anzunehmen, dass das Object nicht im Gesichtsfeld liegt und muss man es mit Verschiebung des Objectträgers versuchen. Nach kurzer Zeit wird es für alle Fälle gelingen, die Körner im Gesichtsfelde zu erblicken und dann hört man mit Verschiebung des Tubus, das heisst mit der „groben Einstellung" auf, um die noch fehlende „feine Einstellung" mit Hilfe der Mikrometerschraube (*m*, Fig. 2) zu gewinnen. Diese dreht man in der einen Richtung, oder geht, falls das Bild hierbei undeutlicher wird, in die entgegengesetzte Richtung über. Die Einstellung ist perfect, wenn das Bild möglichst scharf gezeichnet erscheint. — An unserem Stativ (Fig. 2) ist die Mikrometerschraube am oberen Ende der Säule *sl''* angebracht, kann aber an anderen Stativen sich am unteren Ende des oberen Säulentheiles befinden. — Bei den grossen Stativen wird die grobe Einstellung nicht mit der Hand, sondern durch „Zahn und Trieb" vollzogen.

Nachdem wir so, bei schwacher Vergrösserung, die Existenz kleiner Körner im Gesichtsfelde des Mikroskops constatirt und uns auch für späteren Gebrauch die Entfernung dieses schwachen Objectivs vom Objecte, das heisst dessen Objectabstand gemerkt haben, lassen wir den Objectträger unverrückt auf dem Objecttisch liegen, ziehen aber den Tubus aus der Führungshülse hervor, schrauben das schwache Objectiv ab und ein stärkeres (für alle Fälle aber noch kein Immersionssystem, vielmehr etwa

D von Zeiss, 7 von Leitz o. a. m.) an. Wir schieben dann den Tubus wieder in die Führungshülse und zwar so tief, dass das Objectiv das Deckglas fast berühre. Wir versuchen hierauf einzustellen, indem wir, wie zuvor, den Tubus in der Führungshülse aufwärts drehen. Es muss das jetzt, bei stärkerer Vergrösserung, wo möglich noch langsamer als bei der schwächeren erfolgen. Da das Präparat auf dem Objecttisch unverändert liegen blieb, so wissen wir ja bestimmt, dass das Object sich im Gesichtsfelde befindet. Sind die Körner bei der groben Einstellung sichtbar geworden, so vollziehen wir die feine Einstellung mit der Mikrometerschraube. Wir werden finden, dass der Objectabstand bei dem stärkeren Objectiv bedeutend geringer als beim schwächeren ist.

Hierauf beginnt die eigentliche Beobachtung. Der Anfänger gewöhne sich, soweit seine beiden Augen gleich gut sind, mit dem linken Auge zu mikroskopiren. So behält er das rechte Auge frei und benutzt es beim Zeichnen, während er fortfährt mit dem linken Auge zu beobachten. So sind denn auch viele der am Mikroskop anzubringenden Zeichenprismen (so das in Fig. 2 dargestellte) für das linke Auge eingerichtet, und müsste derjenige, der mit dem rechten Auge mikroskopirt, dieses bei Bestellung solcher Zeichenprismen dem Optiker angeben. Der Anfänger soll auch gleich dasjenige Auge, das er nicht benutzt, offen behalten. Zwar werden ihn zunächst die umgebenden Gegenstände, die sich auf der Netzhaut seines Auges abbilden, stören, doch hat er bald die Schwierigkeit überwunden, alle Aufmerksamkeit auf das mikroskopirende Auge concentrirt und das andere ganz ausser Thätigkeit gesetzt.

Wir erkennen leicht, dass die farblosen Körner, welche das Gesichtsfeld des Mikroskops erfüllen, solid sind und Schichtung zeigen. Es sind das Stärkekörner. Wir verschieben langsam den Objectträger hin und her, um Stellen zu finden, wo die Körner nicht zu dicht liegen, weil wir hier leichter das einzelne Korn fixiren können. Auch wählen wir nun zu anhaltender Beobachtung solche Körner aus, welche die Schichtung besonders deutlich zeigen. Dass die Bewegung des Objectträgers im Mikroskop umgekehrt gesehen wird, bereitet uns wohl nur im ersten Augenblicke, wenn wir einzelne ausgewählte Körner in die Mitte des Gesichtsfeldes einstellen wollen, einige Schwierigkeit, auch haben wir uns jedenfalls bald daran gewöhnt, die kleinen Bewegungen, auf die es ankommt, hinreichend zu beherrschen. — Haben wir einzelne besonders günstige Körner ausgesucht, so vergrössern wir dieselben noch stärker, indem wir jetzt das schwache Ocular herausnehmen und durch ein stärkeres ersetzen. Das Bild wird bei vollkommenen Objectiven immer noch gut bleiben, aber für alle Fälle an Lichtstärke verlieren. Wir suchen durch Verbesserung der Spiegelstellung diesem Übelstand soweit als möglich nachzuhelfen.

Hin und wieder, nach Einstellung des Präparats, oder nach Verschiebung desselben, wird es auffallen, dass das Bild an Deutlichkeit verloren hat. Dann ist, aller Wahrscheinlichkeit nach, Flüssigkeit vom Präparat an die untere Linse des Objectivs gelangt. Namentlich wird letzteres leicht geschehen, wenn zu grosse Flüssigkeitsmengen angewandt wurden und am Deckglasrande vortraten. Man zieht dann den Tubus aus der Führungshülse hervor und wischt, nachdem man den Thatbestand festgestellt, die

Frontlinse des Objectivs mit einem reinen, oft gewaschenen Leinwandläppchen, oder noch besser, man reibt sie mit der frischen Bruchstelle eines Holundermarkstückchens ab.

Die Stärkekörner der Kartoffelknolle[1]) erreichen eine relativ beträchtliche Grösse. Sie gehören zu den excentrisch gebauten, da ihr organischer Mittelpunkt *c*, Fig. 3 *A* nicht im geometrischen Centrum, vielmehr dem einen Ende des Korns bedeutend näher liegt. Die Schichten zeichnen sich mit verschiedener Schärfe (*A*); zwischen den stärker markirten sind schwächer markirte zu erkennen. Gegen die Oberfläche des Kornes hin wird die Schichtung undeutlich. Der organische Kern erscheint aus optischen Gründen und zwar seiner geringeren Dichte wegen, rosa gefärbt. Am deutlichsten tritt er dort hervor, wo er ausgehöhlt ist. Er zeichnet sich dann als rosa Punkt, als Strich, Kreuz oder Stern mit dunklem Umriss. Die den Kern unmittelbar umgebenden Schichten sind concentrisch entwickelt, bald macht sich aber die Excentricität geltend, indem die Schichten nach dem einen Ende des Kornes zu an Dicke abnehmen, ja sich zum Teil in dieser Richtung ganz auskeilen. An diesem schwächer entwickelten Ende des Kornes, das wir als vorderes Ende bezeichnen wollen, ist die Schichtung, der geringen Entfernung von der Oberfläche wegen, nur undeutlich. — Die einzelnen Körner schwanken bedeutend in ihrer Grösse, auch weichen sie in ihrer äusseren Gestalt nicht unwesentlich von einander ab und zeigen die Schichtung mit verschiedener Schärfe. Zwischen den Stärkekörnern wird man in den meisten Präparaten runde Gebilde finden, die bei mittlerer Einstellung ein kleines, rundes, helles Centrum und eine breite, dunkle Randzone zeigen; letztere ist nach innen zu schwarz, nach aussen dunkelgrau und von hellen Ringen unterbrochen. Diese Gebilde sind in der Beobachtungsflüssigkeit eingeschlossene Luftbläschen. Ihr Aussehen unter dem Mikroskop ist so charakteristisch, dass sie, einmal erkannt, mit anderen Erscheinungen kaum verwechselt werden können. Die Lichtstrahlen, welche aus dem dichteren Medium in die Luftblase treten, werden, mit Ausnahme der mittleren, so stark abgelenkt, dass sie in das Objectiv nicht gelangen können, daher der breite dunkle Rand und die relativ nur kleine helle Mitte. Wird durch Drehung der Mikrometerschraube der Tubus gesenkt, so dass die unteren Theile der Luftblase zur Einstellung kommen, so steigt die Schärfe und Helligkeit der mittleren Scheibe; sie nimmt zugleich an Grösse ab, während die Breite der umgebenden schwarzen Ringe wächst. Bewegt man die Schraube in umgekehrter Richtung, um die oberen Theile der Luftblase

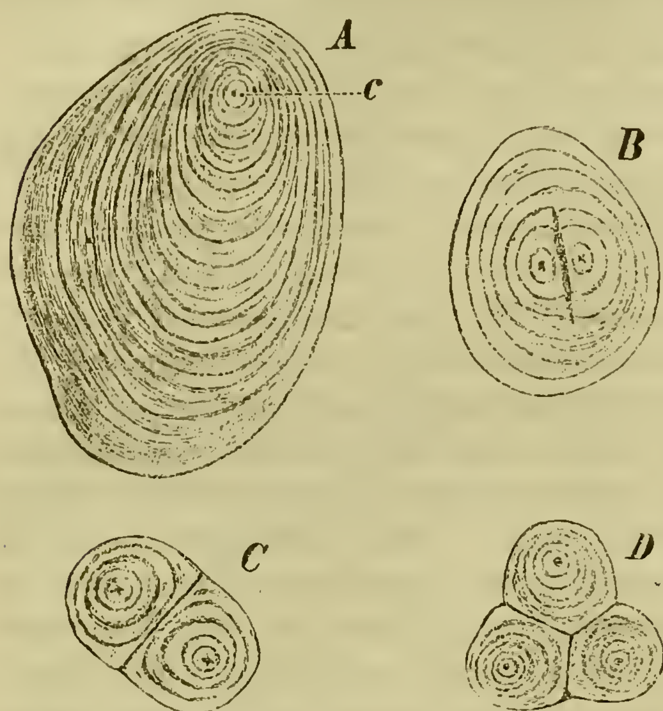


Fig. 3. Stärkekörner an der Kartoffelknolle. *A* ein einfaches, *B* ein halbzusammengesetztes, *C* und *D* ganz zusammengesetzte Stärkekörner. *c* der Kern. Vergr. 540.

einzustellen, so wächst die mittlere Scheibe, an Helligkeit etwas verlierend; es tauchen graue Ringe verschiedener Helligkeit um dieselbe auf; der umgebende Rand wird gleichzeitig schmäler.

Hat der Beobachter ein schön geschichtetes Stärkekorn ausgewählt, so soll er dasselbe zeichnen. Auf das Zeichnen ist entschieden das allergrösste Gewicht bei der mikroskopischen Beobachtung zu legen. Erst mit Hilfe desselben lernt man überhaupt scharf sehen. Denn die Einzelheiten des Bildes werden dem Beobachter erst gegenwärtig, wenn er zum Zweck der Wiedergabe seine Aufmerksamkeit auf dieselben concentrirt. Das Zeichnen schützt somit vor flüchtiger, oberflächlicher Betrachtung, zwingt uns zu einem eingehenden, gründlichen Studium des Bildes und schärft mehr denn jedes andere Mittel unsere Beobachtungsgabe. Der Anfänger soll zunächst aus freier Hand die Objecte darzustellen suchen. So viel Zeichentalent, als hierzu nöthig, wird er wohl besitzen, oder doch die nöthige Fertigkeit durch Uebung leicht gewinnen können. Der Gegenstand darf nicht zu klein dargestellt werden, auch wenn der Beobachter ihn sehr klein zu sehen glaubt. Ein richtiges Urtheil über die Grösse der Objecte im Gesichtskreise des Mikroskops erlangt man erst durch längere Uebung und es ist zunächst besser, dass der Anfänger die Gegenstände zu gross zeichne, um bequem alle Details der Beobachtung in seine Figuren eintragen zu können. Nicht minder wichtig ist es, die einzelnen Theile des Bildes mit entsprechenden Bezeichnungen zu versehen und den Namen der Pflanze, den Gegenstand und die wichtigsten Ergebnisse der Beobachtung daneben zu notiren.

Die Stärkekörner der Kartoffel sind etwas abgeflacht, was leicht sich konstatiren lässt, wenn man während der Beobachtung mit einer Nadel vorsichtig gegen den Deckglasrand drückt und so die Körner ins Rollen versetzt. — An den kleinsten Körnern ist von der Schichtung meist nur wenig zu erkennen.

Ausser den einfachen Körnern (wie bei *A*, Fig. 3) findet man nach einigem Suchen auch halb zusammengesetzte (wie bei *B*). Diese Körner schliessen zwei, seltener mehr organische Kerne ein. Jeder Kern ist von einer Anzahl eigener Schichten umgeben, beide zusammen von einer grösseren oder geringeren Anzahl gemeinsamer. Nicht selten sind die beiden inneren Schichtencomplexe durch einen Spalt getrennt, der bis zu den gemeinsamen Schichten reicht (*B*). Die Zahl der den einzelnen Körnern eigenen, sowie der gemeinsamen Schichten ist je nach Umständen verschieden.

Die ganz zusammengesetzten Körner, die man weit häufiger als die halb zusammengesetzten findet, bestehen aus zwei (*C*), seltener aus drei (*D*), sehr selten aus mehr als drei Theilkörnern. Zum Unterschied von den halb zusammengesetzten Stärkekörnern fehlen den ganz zusammengesetzten die gemeinsamen Schichten. In der Verbindungslinie der Theilkörner sind die Schichten am stärksten entwickelt. Die Theilkörner kehren somit ihre hinteren Enden einander zu, ihre vorderen Enden von einander ab. Die Trennungslinie zwischen je zwei Theilkörnern erweitert sich nach innen zu öfters zu einem Spalt.

Zum Vergleich stelle man nunmehr ein Präparat aus lufttrocken aufbewahrter Kartoffelstärke her. Man verfahre hierbei ganz ähnlich wie bei Anfertigung des ersten Präparates und übertrage eine Spur des Mehles in einen Wassertropfen. Da die Objectträger verschieden dick sein können, so empfiehlt es sich, den Tubus zu heben, bevor das zweite Präparat untergeschoben wird.

Das erste Präparat, da es später noch gebraucht werden soll, bringen wir in eine feuchte Kammer. Diese feuchte Kammer besteht aus einem tiefen Teller und einer Glasglocke. Auf dem Teller steht das in der Einleitung erörterte und abgebildete Zinkgestell (Fig. 1); es wird ausserdem so viel Wasser in den Teller gegossen, bis die Glasglocke mit ihrem untern Rande in dasselbe taucht. Das Präparat wird auf das Zinkgestell gelegt. Doch zuvor überzeugen wir uns, ob der Wassertropfen unter dem Deckglas des Präparates nicht zum Theil schon verdunstet ist. Sollte dieses geschehen sein, so setzen wir am Rande des Deckglases, so dass derselbe eingesogen wird, einen neuen Wassertropfen hinzu. Auch bezeichnen wir unsern Objectträger durch einen aufgeklebten Papierstreifen, der eine entsprechende, mit Bleistift ausgeführte Inschrift führt, damit das Präparat später nicht mit andern verwechselt werde.

Nach erfolgter Einstellung des neuen Präparates wird man finden, dass die Schichtung der lufttrocken aufbewahrten Stärke mindestens ebenso scharf wie der frischen ist.

Auch dieses Präparat bringen wir in die feuchte Kammer.

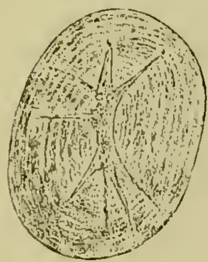




Fig. 4. Stärkekörner aus den Cotyledonen v. Phaseolus vulgaris. Vergr. 540.

Weiterhin stellen wir uns ein Präparat aus lufttrockenem Bohnenmehl (Phaseolus vulgaris) her. Die Körner (Fig. 4) erscheinen im Wasser untersucht kreisrund oder oval, sie sind ein wenig abgeflacht; eine bestimmte mittlere Grösse dominirt. Die Schichtung ist sehr deutlich und sehr gleichmässig; die Lamellen zeigen fast gleiche Dicke. Der Bau ist centrisch. Der Kern der im Wasser untersuchten Körner ist ausgehöhlt, mehr isodiametrisch in den runden, gestreckt in den ovalen Formen. Von der Kernhöhle gehen radial gerichtete Spalten aus, welche die Schichten rechtwinklig durchsetzen und sich zuspitzend fast die Peripherie des Korns erreichen.

Eine Spur von demselben Bohnenmehl legen wir, bei sonst gleichem Verfahren, in einen Tropfen Glycerin, statt in Wasser. Die Stärkekörner erscheinen in dieser Flüssigkeit durchschnittlich kleiner; von Schichtung lassen sich nur Spuren erkennen; es fehlen die innere Höhlung und die Spalten. Diese bilden sich unter dem Einflusse des Wassers, in welchem die Bohnenstärke etwas quillt.

Anders gebaut ist wiederum die Stärke des ostindischen Arrowroot (Curcuma leucorrhiza). Man stelle hier ein Präparat von der käuflichen Stärke her, die freilich nicht immer leicht zu bekommen ist. Hat man wirklich echtes ostindisches Arrow-root vor sich, so müssen die Körner sehr excentrischen Bau zeigen (Fig. 5 *A*), am vorderen Ende

verjüngt, schön und regelmässig geschichtet und sehr flach sein. Oft haften eine grössere Anzahl Körner mit ihren flachen Seiten aneinander und sehen von der Kante betrachtet wie Geldrollen aus (*B*). Die Grösse und die Gestalt der Körner schwankt nicht unbeträchtlich.

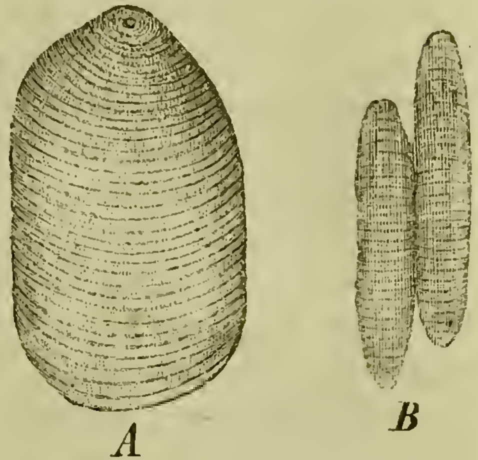


Fig. 5. Stärkekörner des käuflichen ostindischen Arrow-root (aus dem Rhizom von Curcuma leucorrhiza). *A* von der Fläche, *B* mehrere aneinander haftende Körner von der Kante. Vergr. 540.

Das westindische Arrow-root, auch kurz Arrow-root genannt, aus dem Rhizom von Maranta, vornehmlich von Maranta arundinacea, ist im Handel leicht zu haben, bietet aber in Hinsicht seines Baues ein viel geringeres Interesse, als das ostindische Arrowroot dar. In Wasser untersucht zeigen die Körner grosse Aehnlichkeit mit den Stärkekörnern der Kartoffel; nur sind sie meist weniger deutlich, dafür gleichmässiger geschichtet; etwas mehr abgerundet; im Ganzen kleiner; auch übereinstimmender in ihrer Grösse. An Stelle des Kernes findet man meist einen Spalt in der Gestalt eines weit offenen v.

Das Weizenmehl zeigt die Schichtung sehr schlecht; als die relativ günstigsten wähle man die Stärkekörner von Triticum durum für die Beobachtung aus. Man halbire das Weizenkorn mit dem Taschenmesser und schabe ein wenig Substanz von der Schnittfläche ab, um sie in den Tropfen auf dem Objectträger zu bringen. Die grossen Stärkekörner sind kreisrund, scheibenförmig abgeflacht und regelmässig geschichtet (Fig. 6 *A*), doch die Schichten meist schwer zu sehen. An manchen Körnern wird man dieselben immerhin deutlich erkennen, sowie auch den centralen Kern. Als charakteristische Erscheinung wird man im Präparat ausser den grossen Stärkekörnern, ziemlich unvermittelt, kleine Körner finden, mit deutlichem rosa Kern, doch ohne erkennbare Schichtung. Eine Anzahl solcher Körner ist bei *B* dargestellt. In manchen Präparaten sind zusammengesetzte Körner nicht eben selten, in den meisten sucht man nach ihnen vergebens, da sie in ihre Theilkörner zerfallen sind.

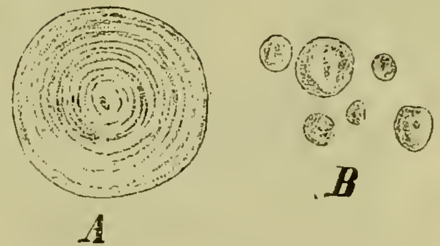


Fig. 6. Weizenmehl von Triticum durum. *A* ein grosses, *B* kleine Körner.

Die Stärkekörner des Hafers (Avena sativa) gewinnen wir am besten, indem wir ein Haferkorn halbiren und ein wenig von dem Inhalt desselben unter Wasser zur Beobachtung bringen. Hier treten uns in grosser Schönheit die zusammengesetzten Körner, wie ein solches in der nebenstehenden Figur dargestellt ist, entgegen. Die Grösse dieser zusammengesetzten Körner ist verschieden und demgemäss auch die Zahl der in deren Bildung eingehenden Theilkörner. Unsere Fig. 7 stellt ein solches zusammengesetztes Korn mittlerer Grösse dar. Die einzelnen Theilkörner erscheinen polygonal, durch heller sich zeichnende Grenzlinien von einander ge-

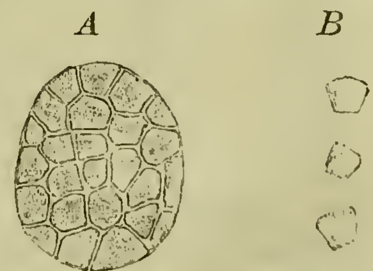


Fig. 7. Stärke von Avena sativa. *A* ein zusammengesetztes Korn, *B* Theilkörner desselben. Vergr. 540.

schieden. Zwischen den grossen Körnern sieht man kleine, bis zu solchen herab, die nur aus zwei Theilkörnern bestehen; schliesslich auch ganz einfache; ausserdem aber auch zahlreiche eckige Theilkörner (*B*), die von den durch die Präparation zertrümmerten, grösseren, zusammengesetzten Körnern stammen. Eine bestimmte mittlere Grösse, entsprechend etwa unserer Fig. *A*, ist ganz vorwiegend unter den zusammengesetzten Körnern vertreten. Die Schichtung ist bei diesem Object nicht zu sehen, die Kerne sind nur ausnahmsweise angedeutet.

Von ganz eigenem Aussehen sind die Stärkekörner in dem Milchsaft der Euphorbien. Man schneidet ein beliebiges Stück Stengel von einer Wolfsmilchart ab und taucht die Schnittfläche in den, auf dem Objectträger bereitgehaltenen Wassertropfen ein. Der zur Schnittfläche herausgetretene Milchsaft vertheilt sich in dem Tropfen. Wir können beispielsweise die überall verbreitete Euphorbia helioscopia zu den Versuchen wählen. In dem Milchsafte, der in kleinen Tröpfchen emulsionsartig in Wasser vertheilt erscheint, werden wir vereinzelte, kleine, stäbchenförmige Körper sehen (Fig. 6). Es sind das die in Frage stehenden Stärkekörner. Sie erscheinen ziemlich stark lichtbrechend; eine Schichtung ist in den günstigsten Fällen nur angedeutet; manchmal eine Längsspalte im Innern des Korns zu erkennen. Die Grösse der Stäbchen ist etwas schwankend, manche derselben zeigen sich in der Mitte ein wenig angeschwollen. — Viel schöner geformte Körner dieser Art besitzen die tropischen Euphorbien. Wählen wir die in den Gewächshäusern so häufige Euphorbia splendens für die Beobachtung und stellen das Präparat in derselben Weise her, wie dies zuvor geschehen. Die Stärkekörner die uns jetzt entgegentreten (Fig. 9), haben Knochenform (Humerusform); sie erscheinen an ihren beiden Enden mehr oder weniger angeschwollen, sind etwas grösser als diejenigen unserer einheimischen Formen und lassen an der Anschwellung auch etwas von der Schichtung erkennen. Sehr häufig sieht man von den Seitenflächen des Kornes sich eine farblose Blase abheben (*A*), deren Wandung jedoch nicht auf die Substanz des Stärkekorns, vielmehr die ihm adhärirende Plasmamasse zurückzuführen ist. — Dem Beobachter muss es auffallen, dass die kleinen, im Wasser vertheilten Milchsaftkügelchen in zitternder Bewegung begriffen sind. Es ist das die sog. Brown'sche Molecularbewegung, die man somit bei dieser Gelegenheit kennen lernen kann und die, nicht eine Lebenserscheinung, vielleicht auf feine, die Körperchen mitreissende Strömungen in der Flüssigkeit zurückzuführen ist.

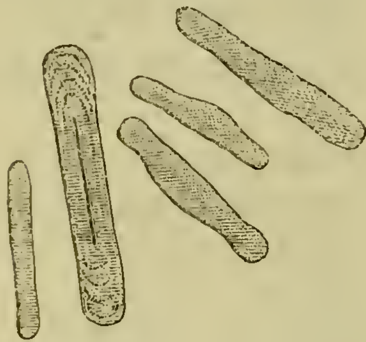


Fig. 8. Stärkekörner aus dem Milchsaft von Euphorbia helioscopia. Vergr. 540.

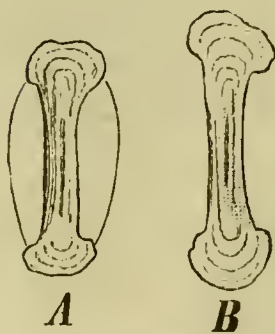


Fig. 9. Stärkekörner aus dem Milchsaft von Euphorbia splendens. Von dem einen Korn *A* hat sich eine Blase seitlich abgehoben. Vergr. 540.

Nach dieser Orientirung über Gestalt und Bau der Stärkekörner wollen wir einige Reagentien auf dieselben einwirken lassen und den Erfolg der Wirkung direkt unter dem Mikroskop studiren. Wir nehmen zunächst ein Kartoffelstärke-Präparat aus der

feuchten Kammer wieder vor. Nach erfolgter Einstellung bringen wir einen Tropfen Jodlösung (Jodwasser, Jodalkohol (Jodtinktur), oder Jodjodkalium) an den Rand des Deckglases. Man muss bei Anwendung der Reagentien ganz besonders darauf achten, dass der Tropfen nicht auf das Deckglas und von diesem etwa an das Objectiv gelange. Wo ein Tropfen auf das Deckglas kam, lasse man denselben sofort durch Fliesspapier aufsaugen. Gelangte das Reagens an das Objectiv, so tauche man letzteres mit der unteren Linse in reines Wasser ein und reinige es hierauf mit dem schon erwähnten Leinwandläppchen.

Um die Einwirkung der Jodlösung direkt zu sehen, warte man auf das Vordringen derselben bis zu einer zuvor ausgesuchten Stelle; diese Stelle wähle man aber nicht zu fern von demjenigen Deckglasrande, an den man das Reagens zusetzt und folge durch Verschiebung des Objectträgers dem Fortschreiten der Einwirkung. Man sieht, sobald der Einfluss der Jodlösung sich geltend zu machen beginnt, die Stärkekörner sich hellblau und rasch immer dunkler, bis schwarzblau färben. Im ersten Augenblicke der Wirkung tritt wohl auch die Schichtung deutlicher hervor, um in den undurchsichtig werdenden Körnern alsbald zu verschwinden. Mit Jodjodkaliumlösung, falls man dieselbe in grösserer Menge zugesetzt hat, steigert sich die Wirkung bald bis zur dunkelbraunen Färbung der Körner. Aehnlich werden trockne Stärkekörner, die man der Einwirkung der Joddämpfe exponirt, tief dunkelbraun. Lässt man Wasser zu einem solchen Präparat hinzu, so geht das Braun rasch in Blau über. Schreitet die Einwirkung des Reagens nicht rasch genug unter dem Deckglas vor, so lässt sich eine Beschleunigung der Wirkung leicht durch Stückchen von Fliesspapier erzielen, die man an den entgegengesetzten Rand des Deckglases bringt.

Mit Jodlösung wolle man auch die stabförmigen Körner der Euphorbien färben, um sich zu überzeugen, dass diese Gebilde, trotz so abweichender Gestalt und trotz kaum merklicher Schichtung, wirklich Stärkekörner sind.

Weiterhin seien die Quellungserscheinungen an den Stärkekörnern bei Einwirkung der Kalilauge (Kaliumhydroxyd) studirt. Zunächst stellen wir wieder Kartoffelstärke ein und erwarten den Zutritt des am Rande des Deckglases zugesetzten Reagens. Der Einfluss desselben muss sich ganz allmählich geltend machen, wenn er instructiv werden soll. Wir sehen dann, im ersten Augenblick der Einwirkung, die Schichtung deutlicher hervortreten, rasch aber schwinden, während das Korn an Grösse zunimmt. Während dieser Grössenzunahme, die mit grösserer oder geringerer Regelmässigkeit vor sich geht, höhlt sich der Kern des Stärkekornes bedeutend aus, worauf die Wandung von der schwächeren Seite, somit von dem vorderen Ende des Korns her, sich in die Höhlung einfaltet. Weiterhin verliert sich die Regelmässigkeit der Erscheinung vollständig und das Korn wächst zu einer glashellen Masse von bedeutendem Volumen, deren Grenzen sich schliesslich kaum noch unterscheiden lassen, an.

Endlich kann man den Versuch machen, durch Erwärmung des Präparats die Stärke zum Quellen zu bringen, ein Verfahren, wie es ja bei

der Darstellung von Kleister zur Anwendung kommt. Man erwärme das Präparat über einer Spiritus- oder einer Gasflamme, ohne es zum Aufkochen zu bringen und sorge dafür, dass das verdunstete Wasser durch neues ersetzt werde. Ist beim Erwärmen eine Temperatur von etwa 70° C. erreicht worden, so wird man die Körner ganz ebenso, wie nach Kalibehandlung, verquollen finden.

Hiermit hätten wir unser erstes Pensum absolvirt. Bevor wir unser Mikroskop bei Seite stellen, reinigen wir sorgfältig in der schon früher geschilderten Weise die benutzten Objective und Oculare. Wir ziehen auch den Tubus aus der Hülse, um denselben und so auch das Innere der Hülse mit einem gröberen Tuche abzureiben. Statt das Mikroskop in den Kasten wieder einzupassen, ziehen wir es vor, dasselbe unter eine Glasglocke zu stellen, welche eventuell noch, um das Instrument möglichst vor Staub zu schützen, an dem unteren Rand mit Filz eingefasst sein könnte.

Anmerkung zum I. Pensum.

[1]) Vergl. hierzu Naegeli, Die Stärkekörner, in Pflanzenphysiol. Untersuchungen, Heft 2; E. Strasburger, Bau und Wachsthum der Zellhäute, pag. 107, dort die weitere Litteratur.

II. Pensum.

Klebermehl, Fettes Oel, Herstellung von Dauerpräparaten. Gebrauch des einfachen Mikroskops.

Wir untersuchen zunächst die Erbse (Pisum sativum). Ein reifer Samen wird mit einem starken Taschenmesser halbirt und zwar so, dass die beiden Cotyledonen quer durchschnitten werden. Hierauf führen wir an der Schnittfläche einen feinen Querschnitt mit einem scharfen, hohlgeschliffenen Rasirmesser aus. Ueber das Schneiden mit dem Rasirmesser sei folgendes bemerkt: 1. Die Schnittfläche ist vor dem Schneiden zu befeuchten und zwar für gewöhnlich mit Wasser, in diesem Falle mit Glycerin, da das Präparat durch Wasser leidet und wir dasselbe in Glycerin untersuchen wollen. 2. Der oberste Schnitt ist nicht zu brauchen, da hier das Gewebe durch das Taschenmesser zu stark beschädigt wurde. 3. Man darf an so resistentem Gewebe, wie es dasjenige der Erbse ist, mit dem Rasirmesser nur sehr kleine und äusserst dünne Schnitte ausführen, da die Schneide sonst leicht schartig wird. Ist man mit der Schneide zu tief in das Gewebe gerathen und merkt, dass der Widerstand wächst, so ziehe man das Rasirmesser zurück, anstatt den Schnitt zu Ende führen zu wollen. 4. Man beginne, falls es die Untersuchung nicht etwa fordert, den Schnitt nicht mit der Aussenfläche des Objects, lege vielmehr die Schneide der hergestellten Schnittfläche auf, man bekommt hierauf einen viel sicherern Halt, um einen dünnen Schnitt auszuführen. 5. Um einen wirklich guten, d. h. einen solchen Schnitt zu erhalten, in welchem die einzelnen

Gewebselemente nicht zerrissen werden, muss die Schneide nicht einfach gegen die Schnittkante gedrückt, vielmehr an dieser zugleich hingezogen werden. Daher gewöhne man sich wo möglich frei zu schneiden, ohne mit dem Daumen der schneidenden Hand diese an der andern Hand stützen zu wollen. Dahingegen wird man beide Hände mit Vortheil gegen die Brust anlehnen können, weil hierbei eine seitliche Verschiebung der schneidenden Hand nicht verhindert wird. Den Rücken der Klinge stütze man aber auf den Zeigefinger der den Gegenstand haltenden Hand. 6. Da es schwer wird, einen so kleinen Gegenstand, wie die halbe Erbse, namentlich auch, wenn er so hart wie diese ist, hinlänglich fest zwischen den Fingern zu halten, so bediene man sich hierzu des kleinen, in der Einleitung erwähnten Handschraubstockes. Die halbe Erbse wäre somit in diesen entsprechend tief zu spannen. 7. Man begnüge sich nicht mit einem einzigen Schnitt, führe vielmehr stets eine grössere Anzahl derselben aus, um die Auswahl der besten treffen zu können.

Der ausgeführte Schnitt soll in concentrirtem oder etwa mit $^1/_3$ destillirtem Wasser verdünntem Glycerin untersucht werden. Reines Wasser ist hier nicht zulässig, weil es alsbald Desorganisations-Erscheinungen in der Grundsubstanz der Zellen veranlasst. Die Uebertragung der Schnitte von dem Messer auf den Objectträger erfolgt am besten mit einem feinen Pinsel. Man fasst den Schnitt, indem man den Pinsel demselben aufdrückt und ihn von der Klinge herabschiebt. Adhärirt der Schnitt einer hinreichend breiten Fläche des Pinsels, so wird auch ein Zusammenrollen desselben verhindert; letzteres geschieht hingegen leicht, wenn man den Schnitt am Rande mit der Pincette fasst und ihn so übertragen will. Der am Pinsel haftende Schnitt wird flach in den Tropfen des Objectträgers eingetaucht und der Pinsel nun unter gleichzeitiger Drehung seitlich entfernt. Will man den auf dem Objectträger befindlichen Schnitt umkehren, so drückt man den Pinsel gegen den Objectträger, so dass er mit dem Rande den Schnitt berührt und beginnt ihn nun von dem Schnitt hinweg zu drehen. Hierbei wird der Schnitt sehr leicht auf die Oberfläche des Pinsels gezogen und kann nun mit diesem zugleich umgekehrt werden. Andere, ähnliche Kunstgriffe ergeben sich bald durch Uebung von selbst. Der Pinsel muss aber nach jeder Benutzung in Wasser abgespült werden.

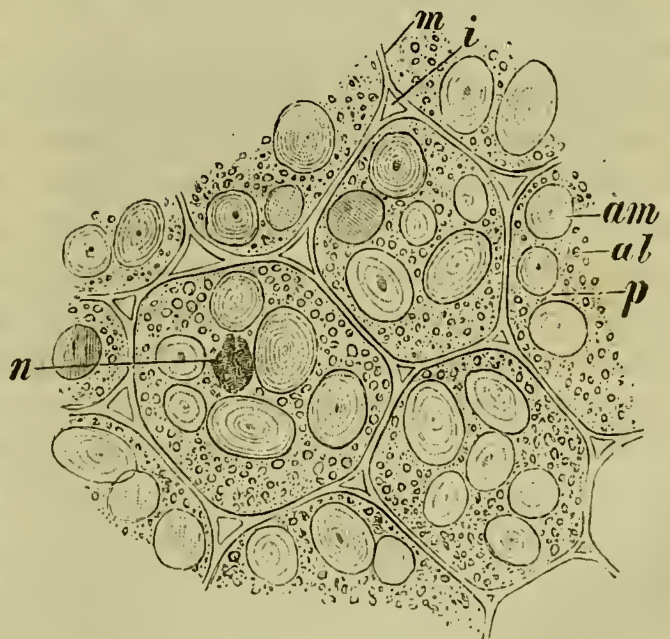


Fig. 10. Aus den Keimblättern der Erbse. *m* Zellhaut, *i* Intercellularraum, *am* Stärke, *al* Aleuronkörner, *p* Grundsubstanz, *n* Zellkern, letzterer nach der Methylgrün-Essigsäure-Reaction ergänzend eingetragen. Vergr. 240.

Wir stellen den Erbsenschnitt bei stärkerer Vergrösserung ein. Er zeigt uns ein aus runden Zellen bestehendes Gewebe (Fig. 10). An den Stellen, wo drei solcher Zellen zusammenstossen, ist ein dreieckiger, mit Luft erfüllter Intercellularraum (*i*) vorhanden. Die Luft er-

scheint schwarz, wie der Rand der früher besprochenen Luftblasen; hier muss sie natürlich die Gestalt des Raumes zeigen, den sie erfüllt. Die Wand der Zellen (*m*) ist ziemlich dick. In der umstehenden Figur sind die drei mittleren Zellen vollständig, von den anschliessenden Zellen nur Theile dargestellt. In jeder Zelle sieht man die grossen Stärkekörner (*am*) und bei einiger Aufmerksamkeit auch kleine zwischen denselben liegende Körner (*al*). Diese kleinen Körner sind ihrerseits in einer äusserst feinkörnigen Substanz (*p*) eingebettet. An dünnen Stellen des Schnittes ist manches Stärkekorn herausgefallen, ein entsprechend gestalteter Hohlraum bezeichnet dessen Stelle in der körnigen Masse. Die kleinen Körner sind Klebermehl-, Aleuron- oder Proteïnkörner;[1]) sie liegen in der Grundsubstanz der Zellen. Fügen wir Jodlösung dem Präparat hinzu, so werden die eintretenden Färbungen uns alsbald über die einzelnen Bestandtheile der Zellen orientiren. Wir bringen den Tropfen Jodlösung auch jetzt an den Deckglasrand; da aber die Jodlösung sehr langsam in das Glycerin diffundirt, es uns ausserdem hier nicht darauf ankommt, den Gang der Reaction zu studiren, so beschleunigen wir letztere, indem wir das Deckglas ein wenig mit der Nadel heben und so ein Vermischen der Jodlösung mit dem Glycerin veranlassen. Eine zweite gegen den entgegensetzten Rand des Deckglases gleichzeitig gestemmte Nadel verhindert ein Fortgleiten desselben. Die Stärkekörner färben sich blau ins Violette; die Aleuronkörner und die Grundsubstanz gelb. Sehr intensiv wird die Färbung von Aleuron und Grundsubstanz bei Anwendung von Jodjodkalium; allein auch die Stärkekörner werden hierbei überfärbt und erscheinen dann schwarzbraun. Werden Erbsenschnitte in einen Tropfen Borax-Carmin gelegt, so erscheint in äusserst kurzer Zeit die Grundsubstanz, alsbald auch das Aleuron dunkelroth gefärbt; die Stärkekörner bleiben farblos. Besonders auffallend wird die Reaction, wenn man nach vollzogener Tinction die Carminlösung durch verdünntes Glycerin oder durch Wasser ersetzt. Dies erreicht man, indem man die Carminlösung an dem einen Deckglasrande durch Fliesspapier aufsaugen lässt, gleichzeitig am entgegengesetzten Rande Wasser oder verdünntes Glycerin dem Präparate zuführt. Trägt man einen Schnitt in salpetersaures Quecksilberoxydul (Millon'sches Reagens) ein, so quellen die Stärkekörner sehr stark und werden unkenntlich, Aleuron und Grundsubstanz sind alsbald desorganisirt, die desorganisirte Masse nimmt aber nach einiger Zeit eine charakteristische ziegelrothe Färbung an. — Legen wir jetzt noch einen Schnitt in Methylgrün-Essigsäure. Nach kurzer Zeit tritt uns in jeder Zelle, zwischen den übrigen Bestandtheilen, ein grünblauer Fleck von ziemlich unbestimmtem Umriss entgegen. Dieser Fleck ist der Zellkern (*n*). Die übrigen Bestandtheile der Zelle haben sich nicht gefärbt; nur sind die Stärkekörner ein wenig gequollen (sie zeigen die radialen Risse, die unter Glycerin fehlen) und auch die Aleuronkörner haben an Grösse zugenommen und erscheinen wie porös oder auch hohl. Wir erkennen somit in der Methylgrün-Essigsäure ein Reagens, das sich im vorhandenen Falle als specifisches Kerntinctionsmittel empfiehlt. Gleichzeitig gefärbt haben sich freilich auch die Zellwände, doch thut dies dem Werth der Methylgrün-Essigsäure als Kernreagens keinen Abbruch. Die Zellwände zeigen schöne, hellblaue Farbe

und sind in Folge dessen jetzt viel besser als zuvor in den Glycerinpräparaten zu verfolgen. Auch die Intercellularräume treten entsprechend schärfer hervor.

So haben wir denn in der gelbbraunen Jodreaction, der Aufspeicherung von Farbstoffen, der ziegelrothen Millon'schen Reaction die wichtigsten Mittel kennen gelernt, um Eiweisskörper, denn zu diesen gehören die Aleuronkörner sowie auch das Protoplasma (Zellplasma und Zellkern), unter dem Mikroskop zu erkennen. Das Protoplasma zeigt, wie wir später noch sehen werden, diese Reactionen erst, wenn es getödtet wird, was hier unter dem Einfluss der Reagentien geschah. Eine besonders starke Verwandtschaft zu den Farbstoffen zeigt die Substanz des Zellkerns.

Als zweites Object der Untersuchung empfiehlt sich ein Weizenkorn. Wir wählen jetzt Triticum vulgare. Das Korn wird mit dem Taschenmesser zunächst der Quere nach halbirt, dann die eine Hälfte in dem kleinen Handschraubstock befestigt, um geschnitten zu werden. Diesmal gilt es den Schnitt so zu führen, dass auch ein Stück der Oberfläche an demselben vertreten sei. Wir befeuchten die Schnittfläche beim Schneiden mit Glycerin und untersuchen das Object in derselben Flüssigkeit. (Fig. 11.) Unter der aus zusammengedrückten und abgestorbenen Zellen gebildeten Haut, welche die Frucht- und Samenschale repräsentirt, liegt eine Schicht rechteckiger Zellen, die dicht mit kleinen Aleuronkörnern (*al*) erfüllt sind. An diese Schicht schliessen gestreckte, weniger regelmässige Zellen an, welche grosse und kleine Stärkekörner führen. Durch entsprechende Reactionen ist dies alles leicht festzustellen.

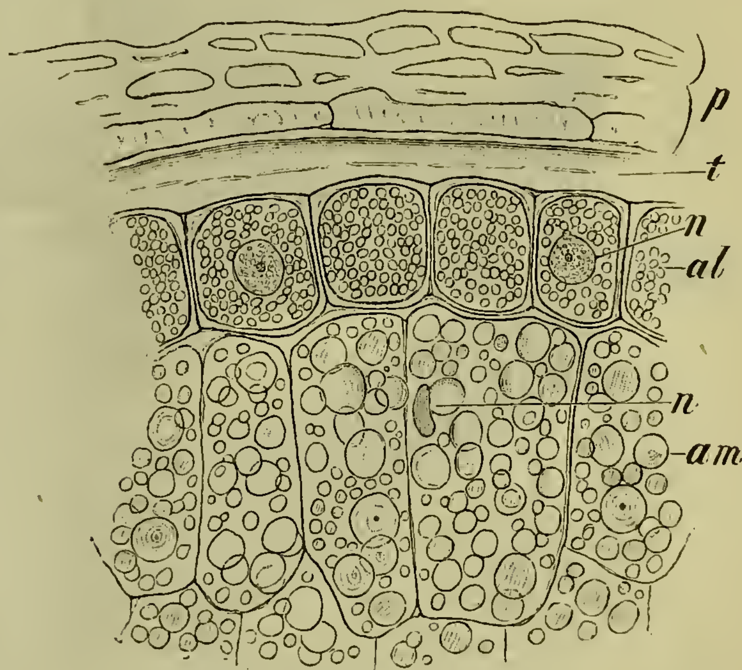


Fig. 11. Querschnitt durch ein Weizenkorn (Triticum vulgare), *p* Fruchthülle, *t* Samenhaut. In den an letztere anschliessenden Endospermzellen: *al* Aleuron-, *am* Stärkekörner, *n* Zellkern. Vergr. 240.

Einen wohlgelungenen Schnitt aus dem Weizenkorn wollen wir aufbewahren und bei dieser Gelegenheit lernen, wie ein Dauerpräparat herzustellen ist. Wir halten uns zunächst an die einfachste Art der Darstellung, die sich hier um so mehr empfiehlt, als sie ein sehr günstiges Resultat ergiebt: wir legen den Schnitt in Glycerin-Gelatine ein. Wir bringen so viel von dieser gallertartigen Substanz auf einen Objectträger, als wir glauben, dass für die Bildung eines Tropfens nothwendig sei. Hierauf erwärmen wir den Objectträger langsam über einer Spiritusflamme, bis dass die Gallerte sich verflüssigt hat. Der Schnitt wird alsdann in den gebildeten Tropfen gebracht und ein Deckglas aufgelegt. Es empfiehlt sich, das Deckglas zuvor etwas zu erwärmen, weil sonst leicht Luftblasen im Präparate zurückbleiben, auch darf man aus gleichem Grunde das Deckglas nicht ganz horizontal, sondern mit einer leisen seit-

lichen Schwenkung auflegen. Werden trotzdem Luftblasen eingefangen, so erwärme man den Objectträger ein wenig und suche nun durch vorsichtiges einseitiges Heben des Deckglases die Luftblasen zu beseitigen. Sind die Luftblasen sonst nicht störend, so verzichte man eventuell auf die Entfernung derselben. Hat man mehrere Schnitte in den Tropfen gebracht, so vertheile man dieselben gleichmässig in demselben. Es geschieht freilich oft, dass beim Auflegen des Deckglases die Schnitte durch einander, an einander, ja selbst auf einander gerathen. Hebt man das Deckglas einseitig, um Ordnung zu schaffen, so erreicht man oft nur das

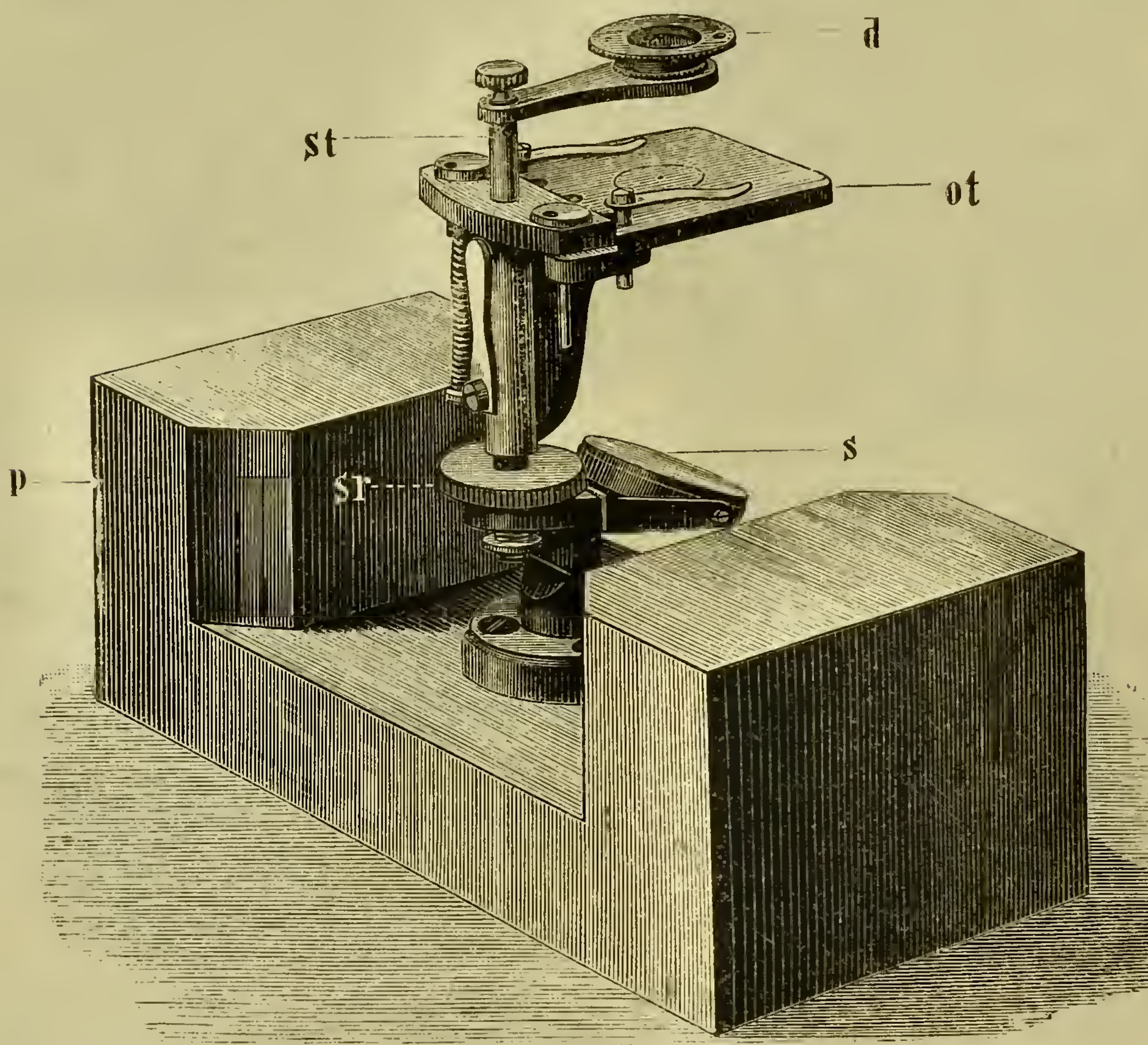


Fig. 12. Kleines Präparir-Mikroskop von Zeiss auf Präparirfuss $^2/_3$ natürl. Grösse. *ot* der Objecttisch, *d* das Doublet, *st* verschiebbare Zahnstange, *sr* Schraube für feine Einstellung, *s* Spiegel, *p* Backen des Präparirfusses.

Gegentheil von dieser. Man wende daher ein anderes relativ einfacheres Mittel an. Durch Erwärmen des Objectträgers mache man den Tropfen möglichst flüssig und führe nun, ohne das Deckglas zu heben, ein Haar seitlich unter dasselbe ein. Mit diesem Haar suche man die Objecte zu richten, eine Operation die auch meistens zu gelingen pflegt. — Vor dem Auflegen des Deckglases ist es übrigens nothwendig, sich zu überzeugen, dass nicht irgend welche Staubtheile in den Glycerin-Gelatine-Tropfen gelangt sind; diese wären mit Nadeln zu entfernen. Da diese Manipulation sich nur bei entsprechender Vergrösserung vornehmen lässt, so wäre dies gleichzeitig der Augenblick, den Gebrauch des einfachen Mikroskops

(Simplex), resp. das Präparationsverfahren unter dem zusammengesetzten Mikroskop (Compositum) kennen zu lernen.

Ich nehme zunächst an, es stehe dem Beobachter das kleine Zeiss'sche Präparirmikroskop (vergl. die Einleitung pag. 4) oder ein anderes ähnlicher Construction zur Verfügung. Ueber dem Objecttisch (*ot*) dieses kleinen Präparirmikroskops (Fig. 12) befindet sich ein von einem horizontalen Arm getragenes Doublet (*d*). Der horizontale Arm ist an einer Stahl-

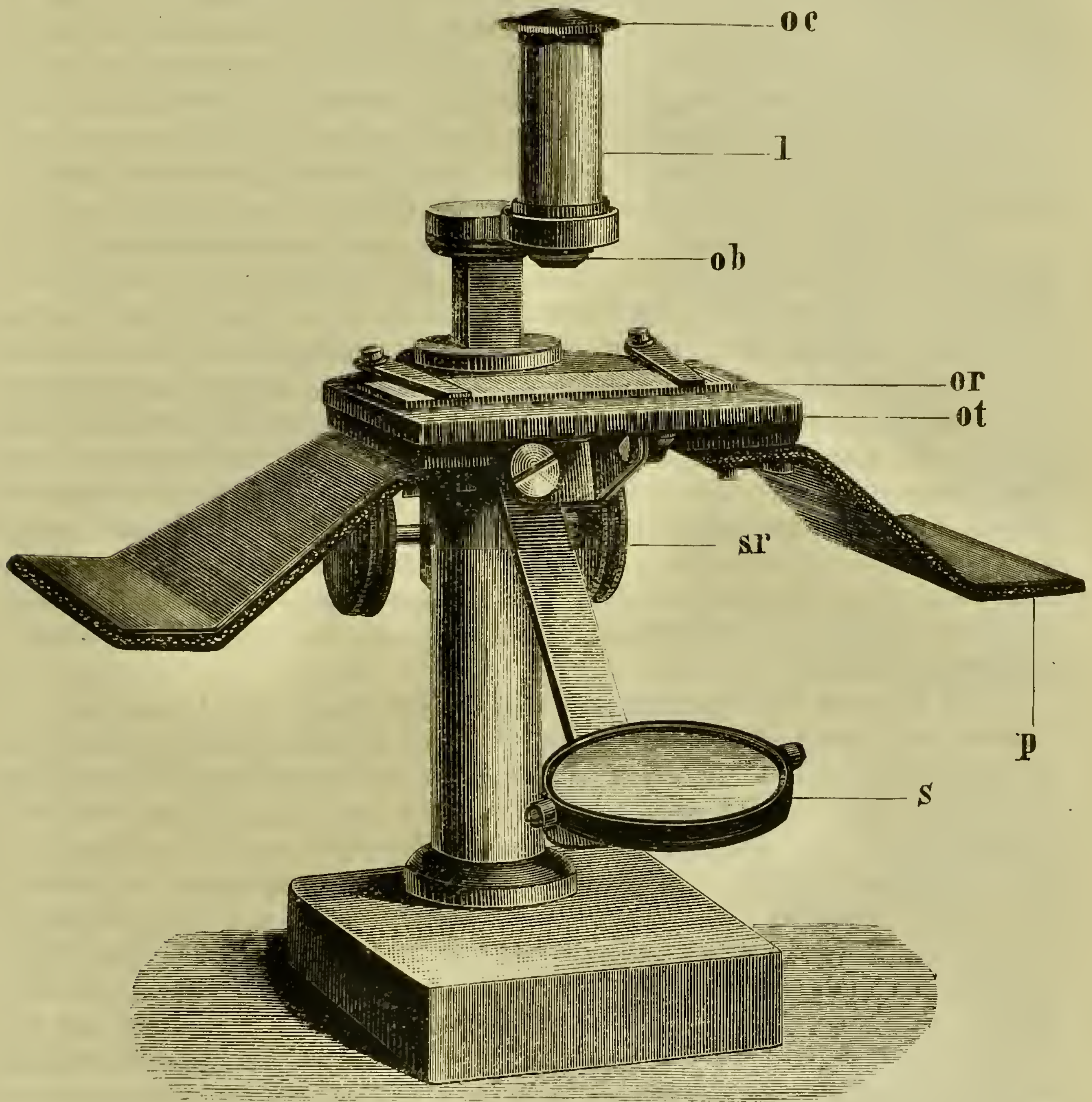


Fig. 13. Grosses Präparir-Mikroskop von Zeiss, $^1/_2$ natürlicher Grösse. *st* Objecttisch, *p* Präparirbacken; *sr* Schraubenköpfe; *l* Linsensystem, an diesem *ob* Objectiv; *oc* das Ocular. Auf dem Objecttisch liegt ein mit Federklammern befestigter Objectträger.

stange (*st*) befestigt, welche innerhalb einer Hülse sich drehen und verschieben lässt. Durch diese Verschiebung wird die grobe Einstellung bewerkstelligt. Die feine Einstellung hingegen erreicht man durch Drehung der Schraube *sr*. — Das Instrument ist auf einen Präparirfuss geschraubt, dessen erhöhte Backen (*p*) zum Stützen der Hände beim Präpariren dienen. Das Instrument führt zwei, eventuell drei Doublets von 15-, 30- und

60facher Vergrösserung und mit Vortheil auch eine 5- und 10fach vergrössernde Lupe.

Das grosse Zeiss'sche Präparirmikroskop (vergl. die Einleitung) oder ein anderes von entsprechendem Bau, verfügt über ein Linsensystem (*l* Fig. 13), das aus drei zu einem Objectiv (*ob*) verbundenen achromatischen Linsen, einem Rohr und einem achromatischen Concav-Ocular (*oc*) besteht. Um bei schwacher Vergrösserung zu arbeiten, brauchen wir das Objectiv allein als Lupe und schrauben daher das Rohr sammt Ocular ab. Auch die drei Linsen des Objectivs lassen sich von einander schrauben und wir können die obere Linse allein, oder die beiden oberen, oder alle drei gleichzeitig benutzen. Wir erhalten demgemäss 15-, 20- und 30fache Vergrösserung. Die Einstellung wird durch Drehung der Schraubenköpfe *sr* vollzogen. An den beiden Seiten des Objecttisches (*ot*) werden Präparirbacken (*p*) eingeschoben, auf welche man die Hände beim Präpariren stützt.

Um mit dem Compositum zu präpariren, setzt man dem Ocular 2 das Nachet'sche bildumkehrende Prisma auf, oder ersetzt das Ocular durch dasjenige, mit welchem das Prisma fest verbunden ist (vergl. die Einleitung). — Oder man bedient sich des bildumkehrenden Oculars, das aber, wie in der Einleitung schon hervorgehoben, nur an Instrumenten mit ausziehbarem Tubus anzubringen ist. Man kann sich endlich auch gewöhnen, was freilich im Anfange grosse Schwierigkeiten macht, mit dem Compositum direct zu präpariren. Dann gilt es eben, die Bewegungen umgekehrt, als man dieselben im Gesichtsfelde des Instrumentes sieht, auszuführen. — Von Vortheil ist es beim Präpariren mit dem Compositum, sich zwei entsprechend grosse Holzblöcke anfertigen zu lassen, die man zu beiden Seiten des Objecttisches anbringt, um auf dieselben die Hände stützen zu können.

Ob wir nun das eine oder das andere Instrument zum Präpariren benutzen, wir legen jetzt auf den Objecttisch desselben das Präparat, das wir von etwa vorhandenen fremden Körpern säubern wollen. Wir wenden zu diesem Zwecke die schwächste Vergrösserung an, die uns zur Verfügung steht. Bei dem grossen Präparirmikroskop von Zeiss wäre dies eine Vergrösserung von 15. Der Objectabstand beträgt dann ca. 30 *mm*. Er würde übrigens bei diesem Instrumente auch mit der stärksten 100fachen Vergrösserung noch 9 *mm*. erreichen. Nach erfolgter Einstellung des Spiegels und des Bildes nehmen wir in jede Hand eine mit Halter versehene Nadel (vergl. die Einleitung), stützen die Hände auf die Präparirbacken, bringen die Nadelspitzen in die Axe des Instruments und versuchen, beide gleichzeitig im Gesichtsfelde des Instruments zu sehen. Dieses wird alsbald gelungen sein, worauf wir durch einige Versuche lernen, wie wir die erforderlichen kleinen Bewegungen mit den Nadeln auszuführen haben. Die leichte Aufgabe die fremden Körper aus dem Präparat mit den Nadelspitzen herauszuheben, dürfte bald zu unserer Zufriedenheit gelungen sein, worauf wir dann erst zum Auflegen des Deckglases auf den Flüssigkeitstropfen schreiten. Sollte übrigens inzwischen der Tropfen zu dickflüssig geworden sein, so erwärmen wir ihn nochmals, bevor wir ihn bedecken.

Die Glycerin-Gelatine-Präparate bedürfen keines weiteren Ver-

schlusses, sind somit in höchst einfacher Weise herzustellen und da sich die meisten pflanzlichen Objecte, auch die tingirten, sehr gut in Glycerin-Gelatine halten, so dürfte diese Methode vor Allem zu empfehlen sein.

Nach Fertigstellung des Präparats wird der Objectträger an seinen beiden Enden mit Schutzleisten versehen. Es sind das Cartonstückchen von der Breite des Objectträgers, welche die das Präparat betreffenden Bezeichnungen aufnehmen und es auch ermöglichen, dass man die Präparate auf einander legen kann. Anzugeben ist auf den Schutzleisten vor allen Dingen der Name der Pflanze, der Gegenstand und das Aufbewahrungsmedium, etwa vorgenommene Tinctionen und das Datum. Man klebt die Schutzleisten am besten mit Cristall-Palast-Lack auf, der in grossen Materialwaaren-Lagern zu haben ist. Steht nur Gummi zur Verfügung, so umklebe man die Enden des Objectträgers mit je einem Papierstreifen, dessen Enden übereinander greifen und befestige auf diesem erst die Schutzleisten, welche sonst leicht abspringen.

Wir wenden uns jetzt an die Samen der weissen Lupine (Lupinus albus) oder einer ihr verwandten Art. Wir halbiren wiederum quer den Samen und schneiden dann an der befeuchteten Schnittfläche. In Wasser untersuchte Präparate zeigen in den Zellen abgerundete Aleuronkörner mit Vacuolen. Will man die Körner in ihrer natürlichen Gestalt sehen, so kann dies unter Glycerin geschehen. Die Körner zeigen sich da zunächst stark lichtbrechend, eckig, allmählich werden sie im Innern fein netzförmig, körnig. Sie füllen, dicht aneinanderschliessend, die Zellen aus; eine geringe Menge Grundsubstanz liegt zwischen ihnen, mehr Grundsubstanz lässt sich an den Wänden der Zellen beobachten. Die Wände der Zellen sind stark verdickt und getüpfelt, eine Structur, die wir jedoch erst später an günstigeren Objecten studiren wollen. In Jodglycerin nehmen die Körner eine schöne goldgelbe Farbe an.

Wir schälen hierauf einen Ricinus-Samen, durchschneiden ihn der Quere nach und stellen entsprechende Präparate aus demselben her. Das Gewebe des Endosperms lässt sich ganz vorzüglich schneiden, es enthält sehr viel Fett und braucht nicht befeuchtet zu werden. Die Schnitte kann man in Wasser untersuchen, dessen störender Einfluss durch Verdrängung des Oels aus der Grundsubstanz sich erst allmählich geltend macht. Die in der fettreichen Grundsubstanz eingelagerten Körner (Fig. 14 *A*) führen in ihrem Innern meist einen, aber auch zwei und mehr Eiweisskrystalle und meist in Einzahl einen runden Körper (Globoid), der ein anorganisches Gebilde ist, die Verbindung einer gepaarten Phosphorsäure mit Kalk und Magnesia. Bei längerer Einwirkung des Wassers wird die Grundsubstanz, in der die Aleuronkörner liegen, desorganisirt; grosse Oelmassen sammeln sich auf und an dem Object. Diese haften zum Theil

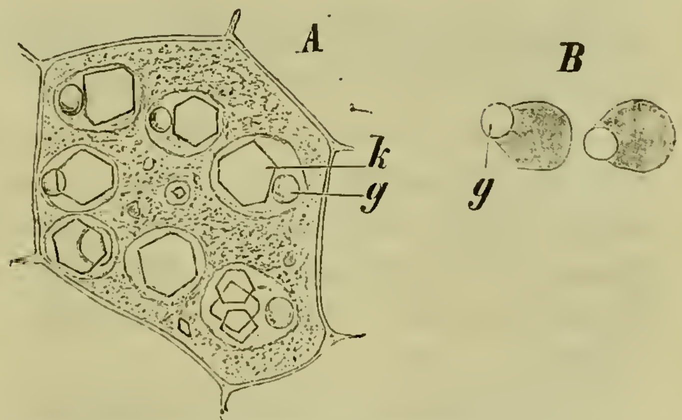


Fig. 14. Aus dem Endosperm von Ricinus communis. *A* eine Endospermzelle mit Inhalt unter Wasser; *B* einzelne Aleuronkörner in Olivenöl; *g* das Globoid; *k* der Eiweisskrystall. Vergr. 540.

dem Object und dem Glase an und haben dann unregelmässige Form, zum Theil liegen sie frei und sind dann kugelig. Die meisten zeigen sich von zahlreichen Vacuolen getrübt. Stellt man auf den optischen Durchschnitt einer solchen Oelkugel ein, so erscheint dieselbe hellgrau und ist von einer schmalen, schwarzen Randzone umgeben. Senkt man den Tubus, so schwindet der schwarze Rand, die Scheibe zeigt sich vielmehr etwas heller umsäumt. Hebt man den Tubus, so wird die bei mittlerer Einstellung nur schmale, schwarze Randzone breiter. Die Oeltropfen zeigen somit entgegengesetzte Erscheinungen, als wir sie früher an Luftblasen beobachtet hatten. Die Luft bricht das Licht schwächer, das Oel stärker als das Wasser: daher ihr entgegengesetztes Verhalten. Dieses Verhalten wollen wir uns für spätere Untersuchungen merken. Die Körper, welche weniger brechbar sind, als das Medium, in dem wir sie untersuchen, erhalten einen um so kleineren, helleren Innentheil, und einen um so breiteren, dunkleren Aussentheil, je tiefer wir einstellen, während dieselben Erscheinungen bei stärker brechbaren Körpern umgekehrt eintreten.

Setzen wir nun dem im Wasser befindlichen Präparate von Ricinus absoluten Alcohol vom Deckglasrande hinzu, so hellt sich das Präparat etwas auf, gleichzeitig treten die Eiweisskrystalle in den Aleuronkörnern sehr scharf hervor. Sie zeichnen sich jetzt so deutlich, dass diese Methode der Behandlung sich empfiehlt, um ihre Form zu studiren. Es sind Krystalle der tetraëdrischen Hemiëdrie des regulären Systems.[2]) Nach längerer Einwirkung des Alcohols schwinden die Oeltropfen mehr und mehr, da das Ricinusöl zum Unterschied von anderen fetten Oelen mit absolutem Alcohol mischbar ist. — Wir stellen uns jetzt ein anderes Präparat her, das wir in einen Tropfen Eisessig auf den Objectträger legen und mit dem Deckglas bedecken. Die Eiweisskrystalle schwinden quellend in den Aleuronkörnern, diese nehmen bedeutend an Volumen zu, die Globoide werden auch grösser und treten sehr deutlich in jedem Aleuronkorne vor. Fetttropfen sind aber nicht zu sehen, da das Ricinus-Oel, wiederum als Ausnahme, sich mit Eisessig mischt. — Sonst sind gerade absoluter Alcohol und Eisessig, weil sie die fetten Oele nicht oder nur wenig, die ätherischen Oele hingegen lösen, die besten Reagentien, um diese unter dem Mikroskop zu unterscheiden. Von den ätherischen Oelen lösen sich in den beiden genannten Reagentien die Terpene etwas weniger leicht als die andern. Chloroform und Aether lösen fette und ätherische Oele in derselben Weise.

Zu einem im Wasser liegenden Präparate fügen wir mit Wasser verdünnte Alkannatinctur hinzu. Alsbald haben die Fettmassen Farbstoff aufgespeichert und sich rothbraun gefärbt, ein Verhalten, das auch die ätherischen Oele und ähnlich auch die Harze zeigen.

Haematoxylin in geringer Menge den Glycerinpräparaten zugesetzt, färbt die Eiweisskrystalle schön violett. — Unter Olivenöl sind die Eiweisskrystalle nicht sichtbar, vielmehr erscheint das ganze Korn als ein stark lichtbrechendes, abgerundetes Gebilde, in dessen einem Ende das Globoid scheinbar eine Vacuole bildet (Fig. 14 *B*). Sehr schön treten die Eiweisskrystalle auch hervor, wenn man die Schnitte in 1 % Ueberosmiumsäure legt; sie nehmen nach und nach einen bräunlichen Ton an. Das Oel

wird durch die 1 % Ueberosmiumsäure langsam geschwärzt, eine Eigenschaft, welche die fetten Oele ebenfalls mit den ätherischen theilen.

Eiweisskrystalle von ausserordentlicher Schönheit, die alle Eiweissreactionen leicht zeigen, finden wir in dem Endosperm des Samens von Bertholletia excelsa, der käuflich überall zu habenden Paranuss. Die Schnitte sind auch hier ausserordentlich bequem zu führen. Wird zu einem im Wasser liegenden Präparate absoluter Alcohol zugesetzt, so treten die Eiweisskrystalle sehr scharf hervor. Das fette Oel wird durch den Alcohol nicht merklich angegriffen. Es bleibt auch unverändert bei Zusatz von Eisessig, während die Eiweisskrystalle sich alsbald lösen. — In 1 % Ueberosmiumsäure werden die Krystalle sehr deutlich. Diese Krystalle sind so gross, dass sie selbst bei relativ schwacher Vergrösserung genau in ihrer Gestalt erkannt werden können. Neben dem Krystall liegt ein Globoid, und zwar hier in Gestalt eines unregelmässigen Aggregates abgerundeter Gebilde. Die Grundsubstanz ist sehr fettreich und wird mit der 1 % Ueberosmiumsäure allmählich fast schwarz. Auch der körnige Inhalt der Aleuronkörner nimmt bald dunkle Färbung an, während die Krystalle sich nur langsam gelb färben. Die Krystalle sind optisch einaxig, hexagonal rhomboëdrisch - hemiëdrisch.

Anmerkungen zum II. Pensum.

[1]) Vergl. hierzu Pfeffer, Jahrb. f. wiss. Bot. VIII. pag. 429, dort die übrige Litteratur.

[2]) Schimper, Unters. ü. d. Proteïnkrystalle d. Pfl. Inaug. Diss. Strassburg. 1878.

III. Pensum.

Protoplasmaströmung, Zellkern, Zeichnen mit der Camera, Bestimmung der Vergrösserung.

Wir wollen jetzt die Bewegungserscheinungen am lebenden Protoplasma studiren und wählen als eines der günstigsten Objecte hierzu die Haare an den Staubfäden der Tradescantien. Tradescantia virginica und die derselben nächst verwandten Arten werden in jedem botanischen Garten cultivirt und blühen vom Mai bis in den Spätherbst. Die violetten, langen Haare fallen in jeder Blüthe ohne weiteres in die Augen. Man wähle zur Untersuchung die Haare aus den im Oeffnen begriffenen oder frisch geöffneten Blüthen. Das Präparat wird hergestellt, indem man ein Büschel Haare mit der Pincette am Grunde fasst, abtrennt und ins Wasser überträgt. Auch das ganze Filament lässt sich unter das Deckglas bringen, wenn zuvor die Antherc abgelöst wurde. Im letzteren Falle pflegen sich Luftmassen zwischen die Haare einzufangen und es kostet Mühe, sie zu entfernen. Am besten gelingt dies noch mit einem feinen Pinsel, mit dem man über die Haare streicht, dieselben gleichzeitig an ihrer Basis festhaltend. Hierauf legt man erst das Deckglas auf. Die meisten Haare haben nicht gelitten, falls man die Luft mit hinreichender Vorsicht zu beseitigen wusste.

Die zur Untersuchung vorliegenden Haare werden aus zahlreichen, zu einer einzigen Reihe aneinander gereihten, tonnenförmig angeschwollenen Zellen gebildet. An den eingeschnürten Stellen liegen die Scheidewände, welche die Zellen von einander trennen. Jede Zelle (Fig. 15) zeigt einen dünnen, vollständigen Wandbelag aus Protoplasma und wird von zahlreichen dünneren und dickeren Protoplasmaströmen im Innern durchzogen. Innerhalb dieser Ströme suspendirt, befindet sich der, von einer zusammenhängenden Plasmaschicht umgebene Zellkern. (Etwas unterhalb der Mitte in der nebenstehenden Figur.) Das von den Strömen durchsetzte und den Zellkern in sich bergende Zelllumen wird von einem violett gefärbten Zellsaft erfüllt. Das Protoplasma besteht aus einer farblosen, zähflüssigen Substanz, die als Hyaloplasma zu bezeichnen wäre und welche zahlreiche winzige Körnchen, die Mikrosomata oder Mikrosomen führt. Ausser diesen sieht man im Protoplasma mehr oder weniger zahlreiche, etwas grössere, stark lichtbrechende Körner, welche bläulich gefärbt erscheinen und die wir als Stärkebildner oder Leucoplasten gleich bezeichnen wollen. Stellen wir das Objectiv auf die protoplasmatische Wandschicht ein, so bemerken wir, dass dieselbe nicht als Ganzes in Bewegung begriffen ist, wohl aber, dass feine, netzförmig anastomosirende Plasmaströmungen an ihr verlaufen. In den Plasmasträngen, welche das Zelllumen durchsetzen, ist die Bewegung besonders kräftig. Diese Strömungen sind von verschiedener Dicke, sie anastomosiren seitlich mehr oder weniger häufig mit einander, ein Mittelpunkt für dieselben wird ganz vorwiegend durch den Zellkern abgegeben. An die den letzteren umgebende Plasmaschicht schliessen die meisten Stränge an. Der Strom bewegt sich an einzelnen Strängen oft nur in einer Richtung, oft aber sieht man auch, selbst an sehr dünnen Strängen, zwei entgegengesetzt gerichtete Ströme. Die Bewegung ist kenntlich an den vom Hyaloplasma geführten Mikrosomen und Leucoplasten. Bei längerer Betrachtung wird man bemerken, dass die Stränge langsam ihre Dicke, Anordnung und sonstige Configuration verändern. Neue Verbindungszweige sieht man entstehen, ältere können in der Mitte immer dünner werden, endlich durchreissen und sich auf andre Stränge zurückziehen. So verändert sich fort und fort das Bild. — Der Zellkern ist fast kugelrund, in manchen Fällen oval, oder etwas abgeflacht. Bei der stärksten Vergrösserung, über die wir verfügen, erscheint er fein punktirt, und es lassen sich auch wohl einige grössere Körner (Kernkörperchen) in ihm unterscheiden. Manchmal liegen zwei Zellkerne in einer solchen Zelle dicht aneinander, indem sich der ursprüngliche Zellkern getheilt hat. Der Zellkern wird von den Plasmasträngen hin und her bugsirt, er verändert langsam seinen Platz in der Zelle. Um sich hiervon zu überzeugen, führe man rasch eine Skizze der Zelle aus und vergleiche mit dieser die Stellung des Zellkerns und der Ströme nach einiger Zeit. Genau lässt sich freilich eine solche Skizze nur mit dem Zeichenprisma entwerfen und sie nur hätte

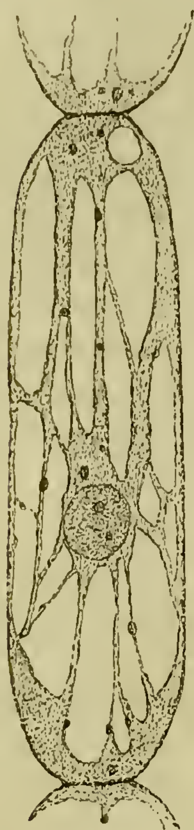


Fig. 15. Eine Zelle aus einem Staubfadenhaar von Tradescantia virginica. Vergr. 240.

für den späteren Vergleich entscheidenden Werth. Daher wollen wir es auch gleich versuchen, uns mit dem Gebrauch des Zeichenprisma bekannt zu machen.

Die in der Einleitung zunächst empfohlene Camera lucida nach Abbe, die in Fig. 15 im idealen Längsschnitt dargestellt ist, wird, nach Einstellung des Bildes, auf das Ocular gesetzt und mit der seitlich angebrachten Klemmschraube befestigt. Am besten ist es, das Ocular herauszunehmen und nunmehr erst die Camera demselben aufzuschrauben, da bei Ausführung dieser Manipulation am Mikroskop die Gefahr vorhanden ist, dass der Tubus herabgedrückt und das Präparat zerquetscht werde. Ist das Ocular mit der Camera auf den Tubus gesetzt, so stelle man, falls man mit dem linken Auge mikroskopirt, den Spiegel der Camera nach vorn, bei etwaiger Benutzung des rechten Auges nach rechts und neige ihn um 45°, in der durch die Figur dargestellten Weise. Sieht man jetzt durch die Camera in der Richtung des Oculars hinab, so erblickt man wieder das Bild des Gegenstandes im Gesichtsfeld des Mikroskops. Jetzt stellt man vor oder

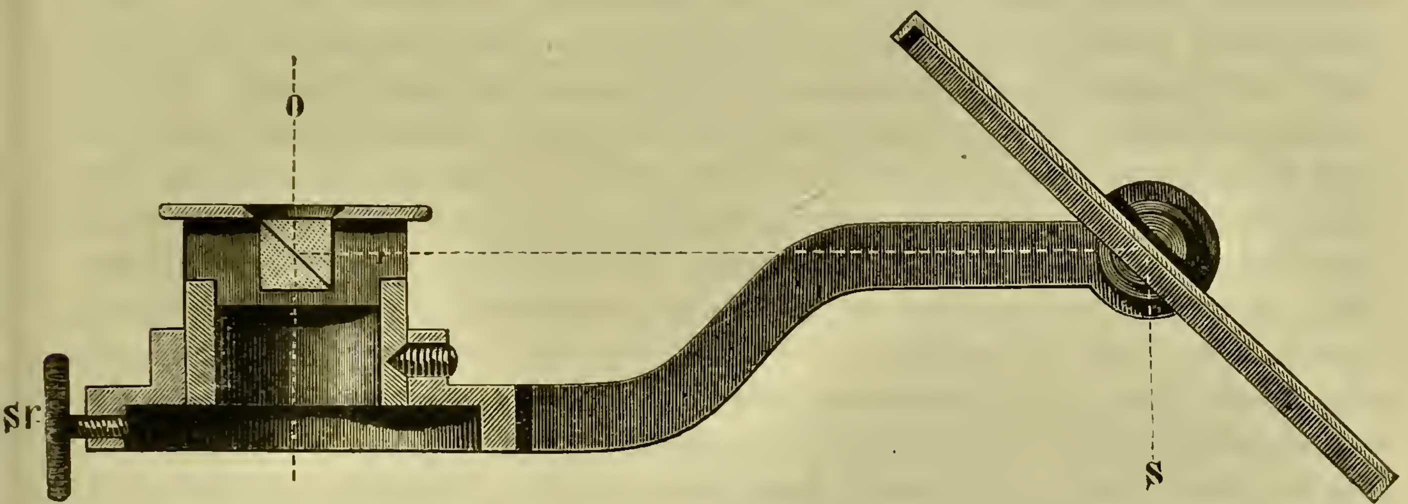


Fig. 15. Camera lucida nach Abbe, in natürl. Grösse. Idealer Längsschnitt. Der Strahlengang durch Linien angegeben. *o* die Richtung zum Auge; *s* die Richtung zur Zeichenfläche; fläche; *sr* Klemmschraube.

neben das Mikroskop ein horizontales Zeichenpult, das annähernd von der Höhe des Objecttisches ist. Man legt ein Blatt Zeichenpapier auf dieses Pult und stützt die Spitze eines Bleistiftes gegen dasselbe. Befindet sich die Bleistiftspitze unter dem Spiegel in der Richtung von *s*, so muss man dieselbe jetzt zugleich mit dem Bilde des Objectes, gleichsam im Gesichtsfelde des Mikroskops sehen. Die Bleistiftspitze wird aber sichtbar gemacht durch zweimalige Reflection, das erste Mal im grossen Spiegel, das zweite Mal an der versilberten Fläche eines kleinen Prisma im Augenpunkt des Oculars (vergl. die Figur), während das mikroskopische Bild, durch eine kleine Oeffnung in der Versilberung desselben Prisma, direct zum Auge gelangt. Liegt die Oberfläche des Zeichenpultes nicht in der deutlichen Sehweite des Beobachters, so wird die Bleistiftspitze undeutlich gesehen und das Zeichenpult muss erhöht oder, wohl nur in seltenen Fällen, niedriger gemacht werden. Man probirt die erforderliche Höhe etwa mit Büchern aus, die man aufeinander legt. Das mikroskopische Bild ist nur dann auf der Zeichenfläche gut sichtbar, wenn ein bestimmtes Verhältniss der Helligkeit zwischen beiden besteht. Ein Abdämpfen der

Zeichenfläche kann nun mit Hilfe der Rauchgläser geschehen, die an der Camera drehbar angebracht sind. Ist die Einstellung vollzogen, so zieht man mit der Bleistiftspitze, gleichsam im Gesichtsfelde des Mikroskops zeichnend, die Umrisse des Gegenstandes nach.

Die zweite in der Einleitung genannte Camera sehen wir, in unserer Fig. 2, dem Mikroskop so aufgesetzt, wie es zum Zwecke des Zeichnens zu geschehen hat. Diese Camera hat den Vortheil, dass man sie stets am Instrumente behalten kann, und bei einiger Uebung leistet sie vollkommene Dienste. Sie besteht aus zwei zu einander geneigten Prismen in gemeinsamer Fassung. Die vom Bleistifte kommenden Strahlen erhalten, nach zweimaliger Reflexion innerhalb der Prismen, eine der Mikroskop-Axe parallele Richtung und fallen so mit den direct vom Objecte kommenden Strahlen zusammen. Die Camera wird in die aus der Figur ersichtliche Neigung gebracht und so gestellt, dass ihre vordere, durch die Oeffnung der Fassung sichtbare Kante, die Austrittspupille des Mikroskops, das heisst, die helle, kreisrunde Scheibe, die man bemerkt, wenn man senkrecht von oben auf das Ocular hinabblickt, annähernd halbirt. Sieht man dann, seitlich den Kopf bewegend, die Austrittspupille sich nicht merklich gegen die Prismakante verschieben, so steht letztere auch in richtiger Höhe. Man zeichnet auf einem geneigten Zeichenpulte, das vor dem Mikroskop aufgestellt wird. Nach einigem Suchen hat man auf dem Zeichenpapier die Bleistiftspitze gefunden und kann nun mit derselben den Umrissen des Gegenstandes folgen. Soll der Gegenstand in der Zeichnung nicht verzerrt werden, so muss das Zeichenpult die richtige Neigung haben. Um diese zu bestimmen, wenden wir ein Verfahren an, das rasch zum Ziele führt. Wir zeichnen nämlich den kreisförmigen Umriss des Gesichtsfeldes mit Hilfe unserer Camera auf das Zeichenpapier und erhalten so, bei richtiger Neigung des Zeichenpultes, ebenfalls einen Kreis; bekommen wir hingegen eine Ellipse, so ist die Neigung des Zeichenpultes unrichtig und muss so lange verändert werden, bis dass ein Kreis herauskommt. Oder wir stellen und zwar bei einer stärkeren Vergrösserung, das in der Einleitung erwähnte, in einen Objectträger eingravirte Objectiv-Mikrometer, das ein Millimeter in 100 Theile getheilt zeigt, ein. Wir drehen nun das Objectiv-Mikrometer um 90°, so dass die Theilstriche desselben nach vorn aufeinander folgen. Falls die zu geringe Grösse des Objecttisches eine solche Drehung des Objektiv-Mikrometers nicht zulässt, müssen wir die Lage des Mikroskops um 90° verändern. Die Drehung des Mikroskops macht natürlich eine Veränderung der Spiegelstellung nothwendig. Wäre unser Instrument mit einem drehbaren Oberkörper versehen, so brauchten wir nur diesen zu bewegen, wie denn ein solcher Oberkörper, oder ein drehbarer Objecttisch, beim Zeichnen sehr zu statten kommen, da sie es ermöglichen, das Object in die für die Zeichnung erwünschte Lage zu bringen. Haben wir nun dem Mikrometer die richtige Lage gegeben, so tragen wir mit Hilfe unserer Camera die Theilstriche dem Papier des Zeichenpultes auf. Die Theilstriche folgen in aufsteigender Richtung auf einander. Auch ohne grosse Uebung wird es uns gelingen, sie genau wiederzugeben, doch ist es nothwendig, da die Theilstriche eine bestimmte Dicke besitzen, dass wir uns an einen bestimmten Rand der-

selben halten. Die Neigung unseres Zeichenpultes wird dann richtig sein, wenn die Entfernung der Striche sich in allen Höhen gleich bleibt. Steigt diese Entfernung nach oben zu, so muss das Zeichenpult steiler, sinkt sie, so muss es minder steil gestellt werden. Da übrigens kleine Fehler in unserem Maassstab nicht ausgeschlossen sind, so ist es nothwendig, mehrere Stellen desselben zur Darstellung zu bringen. — Auf diese Weise wird man finden, dass die Neigung des Zeichenpultes etwa 25° zu betragen hat.

Dasselbe Bild, das wir auf dem richtig geneigten Zeichenpulte entworfen haben, können wir gleichzeitig verwerthen, um die Vergrösserung des gezeichneten Bildes zu bestimmen. Wir wissen ja, dass die Striche, die wir gezeichnet haben, um 0,01 *mm.* von einander entfernt sind; finden wir sie jetzt um 2,4 *mm.* auseinander liegend, so ist die Vergrösserung der Zeichnung 240. Diese Methode ist die einfachste und beste um auch die Grösse der mikroskopischen Objecte zu messen. Hat man nämlich die nöthige Sicherheit im Zeichnen erlangt, um selbst geringere Grössenverhältnisse genau wiederzugeben und kennt man genau die in völlig gleicher Entfernung bestimmte Vergrösserung des gezeichneten Bildes, so braucht man nur die Maasse mit dem Cirkel abzunehmen und durch diese Vergrösserung zu dividiren, um das wirkliche Maass des Gegenstandes zu erfahren. Erscheint beispielsweise unsere Tradescantia-Haarzelle bei 240facher Vergrösserung des Bildes 9 *mm.* breit, so beträgt diese Breite in Wirklichkeit 0,0375 *mm.* Diese Methode giebt auf einfachstem Wege so genaue Resultate, dass wir uns bei unseren Untersuchungen auf dieselbe beschränken können.

So kehren wir denn nunmehr zu unserer Haarzelle zurück und versuchen es mit der einen oder der anderen Camera, das Bild derselben zu entwerfen. Da an der zweiten Camera besondere Einrichtungen zur Regulirung der Beleuchtung fehlen, so suchen wir durch Beschattung der Zeichenfläche, eventuell durch Aenderung der Spiegelstellung annähernd gleiche Helligkeit für die Zeichenfläche und das Gesichtsfeld des Mikroskops zu erreichen. Zum Zeichnen verwenden wir am besten steifen, glatten Zeichencarton und Graphitbleistifte. Fertige Zeichnungen kann man, damit sie sich nicht verwischen, mit sehr verdünnter Gummilösung überziehen.

Wir stellen uns somit eine Skizze des Gesammtumrisses, des Plasmastromes und des Zellkerns der Haarzelle her und vergleichen etwa nach einer Stunde, ob sich Gegenstand und Bild noch decken. Wir dürften, wie schon angeführt wurde, finden, dass die Vertheilung der Ströme eine andere geworden ist und dass auch der Zellkern seine Lage in der Zelle verändert hat.

Um festzustellen, dass die Zellen in ihrer Strömung unabhängig von einander sind und dass auch die Zellwand die Strömung nicht beeinflusst, lassen wir eine neutrale aber wasserentziehende Flüssigkeit auf die Haare einwirken. Wir setzen dem Wassertropfen, vom Deckglasrande her, concentrirte Zuckerlösung oder besser noch Glycerin hinzu. Es dauert nicht lange, so beginnt das Reagens, dem Zellsafte Wasser zu entziehen und es tritt eine entsprechende Contraction des Protoplasmaschlauches in den Zellen ein. Derselbe zieht sich von einzelnen Stellen der Zellwand

zurück. Diese Contraction des Protoplasmaleibes der Zelle unter dem Einfluss wasserentziehender Mittel ist als Plasmolyse bezeichnet worden. Dabei ist zu beobachten, dass, so lange die Contraction nicht zu stark geworden, die Strömung im Protoplasma auch an den von der Zellwand zurückgetretenen Stellen noch fortdauert. Bald hört freilich alle Bewegung in der Zelle auf. Doch es gelingt in den meisten Fällen sie wieder zu beleben, wenn die wasserentziehende Flüssigheit durch Wasser ersetzt wird. Wir fügen zu diesem Zwecke dem Deckglasrande von der einen Seite Wasser hinzu, während wir die unter dem Deckglas befindliche Flüssigkeit von der andern Seite durch Fliesspapier aufsaugen lassen. Der Protoplasmaschlauch pflegt sich dann auch wieder auszudehnen und die Zellhaut zu erreichen. Es passirt nicht selten, dass während der Contraction einzelne Plasmastücke sich von dem Zellleib ablösen und als abgerundete Ballen an der Wand der Zelle liegen bleiben. Auch diese Ballen können in den sich erweiternden Plasmaschlauch wieder aufgenommen werden.

Man stellt leicht fest, dass während der eben beobachteten Contraction des Inhalts der Farbstoff nicht durch den lebenden Protoplasmaschlauch diffundirt, und dass dementsprechend die Färbung des Zellsaftes dunkler wird. Anders ist die Erscheinung in getödteten Zellen. Wir lassen beispielsweise absoluten Alcohol auf die Haare einwirken. Sofort ist das Protoplasma getödtet und folgt nun den Eigenschaften geronnener Plasmamassen, Farbstoffe aufzuspeichern. Es entzieht dem Zellsafte den violetten Farbstoff und dieser erscheint alsbald sehr hell, während sich das Zellplasma und der Zellkern dunkel violett tingiren. Der violette Farbstoff kann jetzt auch den Protoplasmaschlauch durchsetzen und sich in der umgebenden Flüssigkeit verbreiten.

Sollten Tradescantien dem Beobachter nicht zur Disposition stehen, so wäre mit anderen Pflanzenhaaren auszuhelfen. Ein sehr günstiges Object geben die Haare ab, die auf den jüngsten Sprossen bei Kürbis-Arten (Cucurbita) stehen. Wir stellen das Präparat her, indem wir diese Haare mit dem Rasirmesser an ihrem Grunde ablösen und in den Wassertropfen des Objectträgers bringen. Die stärkeren Haare sind am Grunde mehrzellig und gehen in eine sich zuspitzende Zellreihe über, andere tragen mehrzellige Köpfchen. Das Protoplasmanetz in den Zellen ist reich entwickelt, es führt Mikrosomen und, wenn auch nur spärlich, grössere, grüngefärbte Chlorophyllkörner. Der Zellkern ist gross, in den Fäden suspendirt, er hat ein glänzendes Kernkörperchen und wird in der Zelle hin und her geführt.

Ein sehr eigenthümliches Object liefern die Wurzelhaare von Hydrocharis morsus ranae. Man suche zur Untersuchung jugendfrische Wurzeln mit steifen Haaren aus. Die Haare sind dem blossen Auge sichtbar. Man schneide eine ganze Wurzelspitze ab und bringe sie rasch in eine hinreichende Wassermenge auf den Objectträger. Das Deckglas wird in gewohnter Weise aufgelegt und zwar wählen wir hierzu die grössten Deckgläser, über die wir verfügen. Hierauf wird das Präparat eingestellt, wobei freilich bei der nicht unbedeutenden Dicke des Objectes, nicht alle Stellen desselben bei stärkerer Vergrösserung zugänglich sind, weil das

Objectiv früher schon in Contact mit dem Deckglas kommt. Diese Haarzellen sind sehr lang, schlauchförmig; wie alle Wurzelhaare einzellig. Das reichliche Protoplasma, das sie führen, ist in mächtiger Bewegung begriffen. Allein es sind hier nicht zahlreiche, netzförmig vertheilte, feine Ströme vorhanden, vielmehr nur ein einziger kräftiger, in sich zurücklaufender Wandstrom. Wir sehen uns daher auch veranlasst, diese Art der Strömung als Rotation von der ersteren, der Circulation, zu unterscheiden. Dieser in sich zurücklaufende Strom präsentirt sich uns als ein breites, schwach schraubenförmig gedrehtes, in sich zurücklaufendes Band, das in eine Ebene entworfen, eine sehr gestreckte 8 bilden würde. Die Bewegung dürfen wir uns aber nicht etwa so vorstellen, als wenn das Band, als zusammenhängendes Ganze, innerhalb der Zelle gedreht würde, denn thatsächlich verändern während der Bewegung die benachbarten Theilchen fortwährend ihre gegenseitige Lage. Die beiden entgegengesetzt gerichteten Ströme grenzen nicht unmittelbar an einander, sind vielmehr getrennt durch einen Streifen Protoplasma, in dem Ruhe herrscht. Dieser „Indifferenzstreifen" ist auf eine sehr dünne Plasmalage reducirt.

Sehr instructive Präparate für Rotation des Protoplasma liefern die Blätter von Vallisneria spiralis, einer in allen botanischen Gärten und vielfach selbst in Zimmeraquarien cultivirten Pflanze. Man wähle zur Untersuchung ein kräftiges Blatt und stelle den Schnitt aus den unteren Theilen desselben her. Zu diesem Zwecke thut man wohl am besten, das lange, schmale Blatt über den Zeigefinger zu legen und mit Daumen und Mittelfinger an beiden Seiten des Zeigefingers festzuhalten. Man stellt jetzt den Flächenschnitt her, indem man das Messer parallel zur Längsaxe des Blattes führt. Man suche eine Lamelle von etwa der halben Blattdicke zu gewinnen. Diese Lamelle lege man mit der Epidermis nach unten in den Wassertropfen des Objectträgers. Anhaftende Luft macht einige Stellen des Schnittes unbrauchbar, doch es werden sich immer andere finden, die eine ungestörte Beobachtung zulassen. Es dauert stets eine Zeit lang, bis dass sich die Strömung einstellt; sie lässt sich am besten an den weitlumigeren, gestreckten Zellen, welche das Blattinnere führt, verfolgen. Bei niedriger Zimmertemperatur ist die Bewegung träge, da helfe man durch schwaches Erwärmen des Objectträgers nach. Der Strom kreist um die ganze Zelle, ohne, in den meisten Fällen, von der zu ihrer Längsaxe parallelen Richtung wesentlich abzuweichen. Der Indifferenzstreifen hat ziemliche Breite. Der Strom führt mit sich die grün gefärbten Chlorophyllkörner und den Zellkern. Letzterer ist scheibenförmig abgeflacht. Von Zeit zu Zeit kommt er zum Vorschein, meist ist er von den Chlorophyllkörnern verdeckt. Nicht selten sieht man ihn an einer Umbiegungsstelle stecken bleiben; dann stauen sich an ihm auch die nachfolgenden Chlorophyllkörner, bis dass einen Augenblick später Alles wieder in den Strom hineingezogen wird. Die Strömungsrichtung wechselt von Zelle zu Zelle ohne alle Regelmässigkeit. Lässt man Glycerin oder Zuckerlösung auf den Schnitt einwirken, so zieht sich der Protoplasmaschlauch von der Zellwand zurück und man kann im ersten Augenblicke der Contraction noch leicht die Fortdauer der Strömung feststellen.

Der mächtigste Plasmastrom, der für Pflanzenzellen bekannt ist, tritt

uns bei den Characeen entgegen. Wir müssen aber über die Gattung Nitella verfügen, da die Gattung Chara fast ausschliesslich berindete und daher undurchsichtige Internodien besitzt, während die Internodien sonst gerade besonders geeignet für die Untersuchung sind. Wir wählen jüngere Glieder der Pflanze zur Beobachtung und constatiren alsbald, dass die rotirende Protoplasmaschicht eine sehr bedeutende Dicke besitzt. Die äussere Schicht des Protoplasmas, in der die Chlorophyllkörner liegen, ist unbeweglich. Die unbewegliche Schicht ist hier somit verhältnissmässig stark, während sie für gewöhnlich so schwach ist, dass sie sich der Beobachtung entzieht. Denn auch bei allen früher untersuchten Objecten nahm eine äusserste, dichtere Plasmalage, die sogenannte Hautschicht, an der Bewegung nicht Theil. Ein schräg aufsteigender Streifen an der Wand von Nitella ist frei von Chlorophyllkörnern; er fällt durch seine helle Färbung sofort in die Augen. Diesem chlorophylllosen Streifen entspricht der Indifferenzstreifen im Plasmastrome. Es wiederholt sich hier eine ähnliche Erscheinung, wie in den Wurzelhaaren von Hydrocharis, wo wir im Indifferenzstreifen die Plasmaschicht ebenfalls äusserst reducirt fanden. Die Internodialzellen der Characeen sind vielkernig, der Plasmastrom führt zahlreiche gestreckte Zellkerne, die freilich nur in den günstigsten Fällen als hellere Flecke auffallen. Nicht zu verwechseln mit diesem Zellkern sind die runden Kugeln, die man in grösserer oder geringerer Anzahl in dem Strome treiben sieht. Dieselben erscheinen entweder glatt oder mit stachlicher Oberfläche; über ihre Bedeutung ist man nicht im Klaren.

IV. Pensum.

Chromatophoren, farbiger Zellsaft.

Einen Einblick in den Bau und in die Einschlüsse der Chlorophyllkörner hatten wir bereits Gelegenheit an mehreren Objecten zu gewinnen; immerhin wollen wir noch einmal speciell diesen Gebilden unsere Aufmerksamkeit zuwenden. Wir wählen zu diesem Zwecke ein überall verbreitetes Moos aus, das sich durch sehr schöne, grosse, linsenförmige Chlorophyllkörner auszeichnet und dessen (von der Mittelrippe abgesehen) einschichtige Blätter sich ohne weitere Präparation untersuchen lassen. Dieses Moos ist Funaria hygrometrica. Zahlreiche Chlorophyllkörner von ansehnlicher Grösse sind in jeder Zelle zu sehen, sie liegen, in Pflänzchen, die dem diffusen Tageslicht ausgesetzt waren, nur den freien Zellwänden, das heisst denjenigen, welche die obere und die untere Fläche des Blattes bilden, an. Sie präsentiren hierbei dem Beobachter ihre breite Seite. Dass sie im Profil aber schmäler sind, sieht man an den vereinzelten Körnern, die an den Seitenwänden liegen.



Fig. 16. Chlorophyllkörner aus d. Blatte von Funaria hygrometrica, ruhend u. in Theilung.

Alle Theilungsstadien der Chlorophyllkörner sind leicht, oft in einer Zelle vereinigt, zu finden (Fig. 16). Die ruhenden Körner erscheinen fast

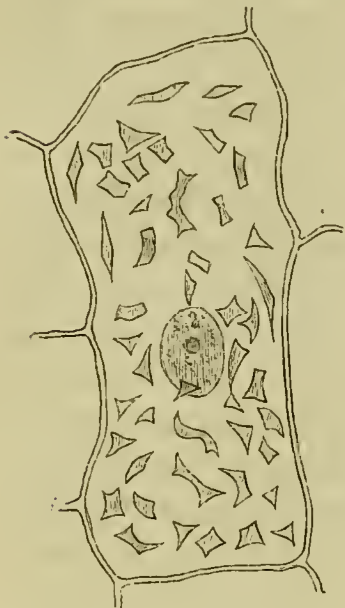
kreisrund, dann werden sie elliptisch, hierauf bisquitförmig und endlich vollständig durchgeschnürt. Die beiden jungen Körner bleiben eine Zeitlang noch in Berührung. Die Stärkeeinschlüsse der Chlorophyllkörner sind, je nach ihrer verschiedenen Grösse, in manchen Blättern leicht, in anderen nur schwer zu sehen. Stets aber treten sie deutlich hervor, wenn die Chlorophyllkörner aus einer geöffneten Zelle in das umgebende Wasser gelangen und sich dort desorganisiren. Zu diesem Zwecke schneiden wir ein Blatt mit einer scharfen Schere in mehrere Stücke. Die aus den desorganisirten Chlorophyllkörnern befreiten Stärkekörner nehmen im Wasser an Grösse zu und werden mit Jod als solche nachgewiesen. Dahingegen wird ein ganzes, unversehrtes Chlorophyllkorn mit Jod braun gefärbt und zwar in Folge der combinirten Blaufärbung der Stärkeeinschlüsse, der gelbbraunen Färbung der protoplasmatischen Grundlage und der grünen des Chlorophylls. Um günstige Jodfärbungen des unversehrten Korns zu bekommen, nehmen wir Blätter in Untersuchung, die längere Zeit in Alcohol gelegen haben und sich dort entfärbten. Die Chlorophyllkörner erscheinen jetzt farblos; ihre Stärkeeinschlüsse nehmen, bei allmähligem Zutritt der Jodlösung, früher als der protoplasmatische Körper, die Färbung an. Die Jodreaction wird noch auffallender, wenn das Präparat zuvor mit Kali, welches die Stärkekörner zur Quellung brachte, behandelt worden ist.[1]) Letztere Methode gestattet es auch, die geringsten Mengen von Stärke in den Chlorophyllkörnern nachzuweisen. Dieses gelingt ebenso sicher mit frischen Körnern, die man mit einer Lösung von 5 Theilen Chloralhydrat in 2 Theilen Wasser,[2]) der man auf dem Objectträger etwas Jodtinctur zugesetzt hat, behandelt. Das Chlorophyll wird gelöst, so dass nach einigen Minuten das Blatt farblos erscheint; gleichzeitig quillt das Chlorophyllkorn und auch die Stärkekörner die es führt und letztere treten mit blauer Farbe deutlich hervor. Auch die mit Alcohol entfärbten Blätter zeigen bei derselben Behandlung sehr schön die blau tingirten Stärkekörner in den Chlorophyllkörnern, während letztere sich nicht färben. Nachdem die Chlorophyllkörner mit Alcohol entfärbt worden, kann man dieselben auch sehr gut mit sehr verdünnten wässrigen Lösungen von Methylviolett oder Gentianaviolett tingiren. Die Membranen der Zellen färben sich hierbei zwar auch, doch die Körner dunkler und treten daher schärfer hervor.

Bei starker Vergrösserung erscheinen die lebenden Chlorophyllkörner des Funaria-Blattes fein punktirt und verrathen so eine maschige Structur.

Dieselben Resultate wie mit Funaria-Blättern erhält man mit Farnprothallien, so dass sich beide Objecte gegenseitig ersetzen können. Prothallien sind wohl stets in Gewächshäusern, in welchen Farne cultivirt werden, zu finden; die Wahl der Species ist für diese Untersuchung gleichgiltig.

Um anders tingirte Farbkörper[3]) kennen zu lernen, wenden wir uns zunächst an Tropaeolum majus. Wir wählen zur Untersuchung eben geöffnete Blüthen, weil die Farbkörper sich in älteren Blüthen zu desorganisiren beginnen. Zunächst stellen wir Flächenschnitte dar, von der Oberseite der Kelchblätter. Das Präparat lässt sich auch mit einer feinen Pincette gewinnen, wenn man mit dieser entsprechend tief in das Gewebe

einsticht und einen Streifen von demselben abreisst. Man lege das Präparat in den Wassertropfen mit nach oben gekehrter Epidermis. Man gehe sofort an die Untersuchung, weil alsbald die nachtheilige Wirkung des Wassers auf die Farbkörper sich geltend macht. Der Rand des Schnittes wird von Anfang an gelitten haben, daher noch unveränderte Zellen für eingehendere Betrachtung auszuwählen sind. — Die Farbkörper sind gelb mit einem Stich ins Orange. Sie erscheinen spindelförmig drei- bis viereckig (Fig. 17) in Formen, welche an krystallinische anschliessen. Die unversehrten Körper sind homogen. Unter dem Einfluss des Wassers schwellen sie an, runden sich ab und werden vacuolig, d. h. es treten mit Wasser erfüllte Hohlräume in ihrem Innern auf. Die Körper liegen besonders zahlreich der inneren Wand der Epidermiszellen der Kelchoberseite an. Die braunen Streifen an der Oberseite der Kelchblätter rühren, wie entsprechende Schnitte lehren, von Epidermisstreifen her, deren Zellen mit carminrothem Zellsaft erfüllt sind. Diese Zellen enthalten ausserdem gelbe Körner, die aber der gefärbte Zellsaft fast unsichtbar macht. In den rothen Zellen zeichnet sich der Zellkern meist als heller Fleck. — Die Blumenkronenblätter zeigen entsprechende Verhältnisse; hier können die Ränder der Platte, sowie die Wimpern am Grunde derselben ihrer ganzen Dicke nach zur Beobachtung verwendet werden. Die anhaftende Luft an der Platte stört die Beobachtung, doch wird man stets einzelne luftfreie Stellen finden, oder durch leichten Druck auf die Platte sich herstellen können. Die Kelchblätter bleiben immerhin für die Beobachtung der Farbkörper vorzuziehen, weil an den Kronenblättern die Papillen stören. Man wird nämlich feststellen, dass, mit Ausnahme der braunen Streifen an den beiden unteren Kronenblättern, jede Epidermiszelle der Ober- und Unterseite, in ihrer Mitte zu einem stumpfen Kegel, der schon erwähnten Papille, ausgewachsen ist. Diese Papillen sind stärker an der Oberseite als an der Unterseite entwickelt. Sie geben den Kronenblättern das sammetartige Aussehen. Die Luft wird sehr energisch zwischen den Papillen festgehalten. Die feuerrothen Stellen am Grunde der Kronenblätter rühren von rosa Zellsaft und gelben Körnern in den Epidermiszellen her. — Während der Untersuchung muss es auffallen, dass die Oberfläche der Epidermiszellen der Oberseite der Kelchblätter longitudinal gestreift ist. Die Streifen kehren sich nicht an die Grenzen der einzelnen Zellen und sind Falten der die Epidermis deckenden Cuticula. — Mit Jodwasser lassen sich die Farbkörper ziemlich gut fixiren und nehmen gleichzeitig grüne Färbung an; sie treten sehr scharf hervor. Der Zellkern färbt sich gleichzeitig gelbbraun, sein Kernkörperchen wird sehr deutlich. Mit Methyl- oder Gentiana-Violett werden die Farbkörper violett gefärbt.


Fig. 17. Von der Oberseite des Kelches von Tropaeolum majus. Untere Wandung einer Epidermiszelle mit den ihr anliegenden Farbkörpern. Vergr. 540.

Der gelbe Farbstoff ist fast immer an eine protoplasmatische Unter-

lage gebunden, doch kommen vereinzelte Fälle vor, wo er im Zellsafte gelöst uns entgegentritt. Einen solchen Fall fassen wir bei Verbascum nigrum näher ins Auge. Wir können die Kronenblätter ohne weitere Präparation in Wasser untersuchen, nur müssen wir auch hier wieder durch Druck, wenn auch nur theilweise, oder unter der Luftpumpe, die anhaftende Luft entfernen. Die Epidermiszellen der Ober- wie der Unterseite haben welligen Umriss; die Gelbfärbung ihres Zellsaftes fällt ohne weiteres auf. Die braunen Flecken am Grunde der Kronenblätter rühren von purpurfarbenem, bis braunem Zellsafte her. — In der Epidermis der Staubfäden, von denen sich leicht dünne Lamellen mit dem Rasirmesser abheben lassen, sieht man auch gelben Zellsaft, ausserdem aber in jeder Zelle noch einen zinnoberrothen, unregelmässigen Farbstoffklumpen und eine Anzahl farbloser, von Stärke erfüllter Leucoplasten.

So stellte man auch fest, dass die gelb gefärbten Theile der Unterlippe an der Blumenkrone von Antirrhinum majus schwefelgelben Saft in den Zellen führen; die roth gefärbten Theile haben rosa Zellsaft und stellenweise auch eine, seltener mehr, carminrothe Farbstoffkugeln aufzuweisen.

Blauen Zellsaft finden wir in der Epidermis der Blumenkrone von Vinca major oder minor. Die Epidermiszellen, namentlich der Oberseite, sind papillenartig vorgewölbt. Die Epidermis beider Seiten lässt sich leicht mit der Pincette abziehen. Die Seitenwände der Epidermiszellen zeigen die in das Zelllumen vorspringenden Leisten (Fig. 18), welche oft an ihrer inneren Kante angeschwollen sind, sich dort sogar T-förmig erweitern können und wegen der stärkeren Lichtbrechung an ihrer Oberfläche und der schwächeren Lichtbrechung im Innern ganz den Eindruck von Falten machen.

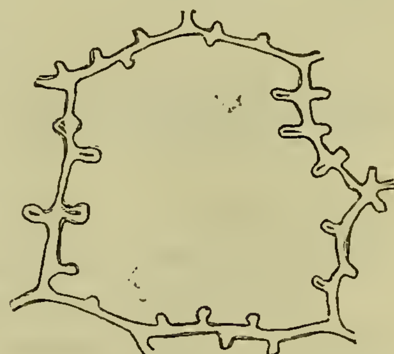


Fig. 18. Eine Epidermiszelle von der Kronenblattunterseite von Vinca minor. Vergr. 540.

Rosa Zellsaft suchen wir uns in dem Kronenblatt einer Rose auf. Die Epidermis lässt sich auch hier leicht von beiden Seiten abziehen. Die Oberseite hat ziemlich starke Papillen, erscheint daher so schön sammetartig. Die Cuticula zeichnet sich durch ausgeprägte Streifung aus.

An den blauen Kelchblättern von Delphinium consolida finden wir die Epidermis sowohl der Ober- wie der Unterseite aus wellig contourirten Zellen aufgebaut. Die Epidermiszellen der Oberseite erheben sich ausserdem in ihrer Mitte zu einer Papille. Die Cuticula-Streifen steigen allseitig an dieser Papille empor, so dass bei Einstellung des Mikroskops auf die halbe Höhe der Papillen sonnenähnliche Figuren entstehen. Die Zellen enthalten blauen, etwas ins Violette spielenden Zellsaft, ausserdem noch in vielen Zellen blaue Sterne, die aus kurzen Nadeln auskrystallisirten Farbstoffes bestehen. Die Epidermis lässt sich in kleinen Stückchen abziehen; das Kelchblatt ist ausserdem durchsichtig genug, um nach Entfernung der Luft, an den Rändern seiner ganzen Dicke nach untersucht werden zu können.

Die Beispiele für blauen und rothen Zellsaft lassen sich leicht ver-

mehren; fast immer begegnet man solchem in blau und roth gefärbten Blüthen; um so auffallender ist das Verhalten der hoehroth gefärbten Blüthe von Adonis flammeus. Aueh bei Adonis lassen sieh die Präparate mit der Pincette herstellen. Wir sehen schön rothe, annähernd runde bis elliptische Körner in der Epidermis; dieselben sind relativ gross und erreichen die Grösse von Chlorophyllkörnern. Sie erseheinen feinkörnig und zerfallen im Wasser bald in sehr kleine Körnchen, die Molecularbewegung zeigen. Die Epidermiszellen sind gestreekt; ihre Cutieula longitudinal gestreift; die Streifen laufen deutlieh über die Zellgrenzen fort.

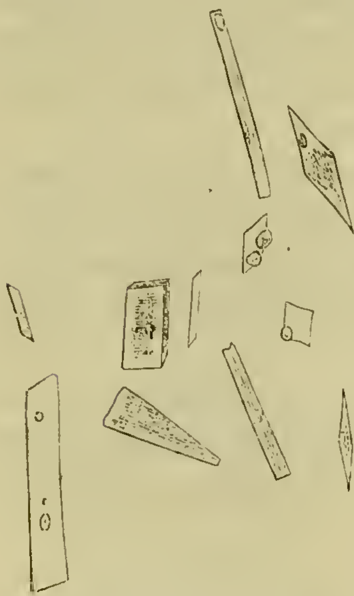


Fig. 19. Farbkörper aus der Wurzel der Mohrrübe. Zum Theil mit Stärkekörnern. Vergr. 540.

Ein sehr interessantes Objeet giebt die Wurzel der Mohrrübe (Daucus carota) ab. Die orangerothe Färbung dieser Wurzel rührt von earmin- und orangerothen Farbkörpern her, die durchaus krystallinische Gestalt besitzen. Die häufigsten Formen finden sich in der Fig. 19 zusammengestellt. Es sind kleine, reehteckige Tafeln oder Rhomben, die Rhomben oft nadelförmig gestreckt, dann Prismen verschiedener Länge, manchmal fäeherförmig nach dem einen Ende zu erweitert. Solehen krystallinischen Bildungen sind oft kleine, einseitig vorspringende Stärkekörner angefügt. Auch diese krystallinischen Gebilde sind somit ihrem Ursprung nach Stärkebildner und müssen mit den Chlorophyllkörnern und andern Farbkörpern in dieselbe Kategorie gebraeht werden. Das Formbestimmende ist hier aber der auskrystallisirte Farbstoff. Dem Krystall sitzen nur noch geringe Plasmamengen an, denen dann auch die Stärkekörner entspringen.

Wir untersuehen auch noch eine der buntfarbigen Varietäten unserer Sträueher oder Bäume, oder sonst eine krautartige Pflanze mit rothbraun gefärbten Blättern und constatiren, dass die Zellen der Epidermis rosa Zellsaft enthalten und dass somit das Zusammenwirken von Roth der Oberfläehe und Grün des Innern die rothbraune Gesammtfarbe giebt.

Für die herbstliche Rothfärbung der Blätter der wilden Rebe, Ampelopsis hederacea, stellen wir fest, dass sie von rosafarbigem Zellsaft in den Zellen der Gewebe, nicht der Epidermis, herrührt. — Ausgeprägt gelbe Herbstfärbungen der Blätter beruhen auf der Gelbfärbung der sieh desorganisirenden Chlorophyllkörner, wie uns dies in schönster Weise die Blätter von Gingko biloba oder in Ermangelung dieser diejenigen der Ahorn-Arten zeigen können. Herbstliehe Braunfärbung der Blätter rührt von einer entsprechenden Verfärbung der Zellwände, vornehmlich aber des Zellinhaltes her, wie sich dies leieht bei der Eiche constatiren lässt.

Die Stärkekörner werden in besonders individualisirten protoplasmatischen Gebilden angelegt. Wir haben als solche bereits die Chlorophyllkörner kennen gelernt, dann aueh die Farbkörper, in welehen oft noch Stärkekörner naehzuweisen waren, endlieh sind wir aueh auf farblose Stärkebildner bereits aufmerksam geworden. Letzteren fällt die Bildung der Stärke in tieferen Schichten des Pflanzenkörpers zu. Wir können

alle drei Gebilde als Chromatophoren zusammenfassen und weiter die Chlorophyllkörper, Farbkörper und farblosen Stärkebildner als Chloroplasten, Chromoplasten und Leucoplasten unterscheiden. Diese Gebilde sind nahe verwandt und können in einander übergehen. Sie gehören alle zum Protoplasma der Zelle und liegen in diesem eingebettet. Hingegen gehören die blauen Sterne, die wir in dem Zellsafte von Delphinium consolida fanden, nicht hierher, sie stellen nur aus dem Zellsafte auskrystallirirten Farbstoff vor und ebenso sind die Farbstoffklumpen, die wir in dem rothen Zellsaft bei Verbascum fanden, nicht zu den Chromatophoren zu rechnen.

Die grössten und schönsten Stärkekörner werden an den Leucoplasten erzeugt, doch sind derartige Leucoplasten nicht eben leicht zu sehen. Ein relativ günstiges, unschwer zu erreichendes Object ist im Rhizom von Iris germanica gegeben. Man führt hier die Flächenschnitte parallel der Oberfläche des Rhizoms aus. Die äusserste Gewebeschicht ist zu entfernen, hierauf folgen erst die Stärkelagen. Die Untersuchung ist am besten in Wasser auszuführen. In unversehrten Zellen erscheinen die Leucoplasten als Plasmaansammlungen an dem hinteren Ende der Stärkekörner (Fig. 20). Hier nur wachsen letztere und besitzen demgemäss excentrischen Bau. Die Leucoplasten werden körnig unter den Augen des Beobachters und zerfallen schliesslich in kleinere Körner, die Molecularbewegung zeigen. Zwei Stärkekörner an einem Leucoplasten sind keine seltene Erscheinung. Solche Körner kommen, weiter wachsend, alsbald in gegenseitige Berührung und erhalten von da an gemeinsame Schichten. Diese und ähnliche Erscheinungen führen hier und in andern Fällen zur Bildung zusammengesetzter Stärkekörner.



Fig. 20. Stärkebildner mit Stärkekörnern aus dem Rhizom von Iris germanica. Vergr. 510.

Anmerkungen zum IV. Pensum.

¹) Methode von Böhm, Sitzungsber. d. K. A. d. W. in Wien, Bd. XXII, pag. 479.
²) Nach A. Meyer, das Chlorophyllkorn, pag. 28.
³) A. F. W. Schimper, Bot. Ztg. 1880, Sp. 881; 1881, Sp. 185; 1883, Sp. 105 und Sp. 809; A. Meyer, das Chlorophyllkorn, Bot. Ztg. 1883, Sp. 489.

V. Pensum.

Gewebe, Wandverdickung, Reactionen auf Zucker, Inulin, Nitrate, Gerbstoff, Holzstoff.

Wir beginnen mit der weissen Zuckerrübe. Ein kleines Gewebestück wird der fleischigen Wurzel entnommen und aus demselben ein mikroskopisches Präparat hergestellt. Wir wählen am besten einen radialen Längsschnitt zur Beobachtung, das heisst also einen Schnitt, der

parallel der Längsaxe, in der Richtung des Radius, geführt worden ist. Dieser Schnitt trifft rechtwinklig die mit dem blossen Auge sichtbaren concentrischen Ringe der Wurzel. In Wasser untersucht, zeigt uns dieser Schnitt mehr oder weniger rechtwinklige, mit wässriger, farbloser Flüssigkeit erfüllte Zellen. An den Wänden dieser Zellen bemerkt man wohl auch hier und dort grössere und kleinere, hellere, runde bis ovale Flecke, welche Tüpfelflächen repräsentiren. In einzelnen Zellen ist der Zellkern zu sehen. Die Intercellularräume sind meist mit schwarz erscheinender Luft erfüllt. An einzelnen Stellen der Präparate werden die Parenchymzellen schmaler, sie strecken sich parallel zur Längsaxe der Wurzel, zwischen ihnen werden lange, meist mit Luft erfüllte Röhren sichtbar, die durch eine charakteristische Verdickung ihrer Wand ausgezeichnet sind. Diese Röhren sind Gefässe. Die Verdickung ihrer Wand ist eine getüpfelt netzförmige, d. h. die Wand zeigt netzförmig verbundene Verdickungsleisten, zwischen welchen unverdickte Stellen liegen. Diese unverdickten Stellen oder Tüpfel sind quer zur Längsrichtung des Gefässes gestreckt. Wo der Schnitt ein Gefäss geöffnet hat, kann man in demselben von Zeit zu Zeit ringförmige Verdickungen, die in das Innere der Zelle vorspringen, bemerken. Es sind das diaphragmaartige Reste ursprünglich vollständiger Scheidewände und ist an diesen Resten zu erkennen, dass das Gefäss aus einer Zellreihe hervorgegangen ist. Die in den Gefässen vorhandene Luft stört oft die Beobachtung; man evacuire dieselbe mit der Luftpumpe. Wem eine Luftpumpe nicht zur Verfügung steht, der suche die Luft, durch Einlegen des Präparates in frisch ausgekochtes Wasser, zu entfernen. Rascher wird dieses zu erreichen sein durch kurzes Eintauchen des Präparates in Alcohol. Freilich wird der Inhalt der Zelle hierdurch getödtet, was aber für den Zweck der vorliegenden Untersuchung nicht in Betracht kommt.

Stellenweise stösst man in den Präparaten auf vereinzelte Zellen, die dicht mit kleinen klinorhombischen Krystallen erfüllt sind und fast schwarz erscheinen. Diese Krystalle bestehen aus Calciumoxalat. Um dies zu constatiren, lassen wir Essigsäure auf dieselbe einwirken und stellen fest, dass sie in derselben unlöslich sind. Fügen wir zu einem anderen Präparat Schwefelsäure hinzu, so werden die Krystalle alsbald aufgelöst. Die gebildete Gypsmenge ist hier so gering, dass sie in der umgebenden Flüssigkeit gelöst bleibt.

Schöner und deutlicher treten uns die Structurverhältnisse der Zellen an der Zuckerrübe entgegen, wenn wir die Schnitte mit einer wässrigen Lösung von Methylgrün oder Methylgrün-Essigsäure behandeln. In beiden Fällen werden die Zellwände schön grün, im letzteren Falle auch noch die Zellkerne fixirt und rasch tingirt. Parenchymzellwände und Gefässwände sind übereinstimmend blaugrün gefärbt. Die Tüpfelflächen an den Parenchymzellwänden färben sich hingegen nicht und treten daher jetzt deutlicher hervor; sie sind dünn gebliebene Stellen der auch sonst nicht stark verdickten Zellwände. Jede Parenchymzelle enthält einen, von winzigen Leucoplasten umgebenen, mit einem deutlichen Kernkörperchen versehenen Zellkern und einen dünnen Wandbelag aus Protoplasma. Die Gefässe führen weder Zellkerne noch plasmatischen Inhalt. — Wird zu

einem in Wasser liegenden Schnitte Chlorzinkjodlösung zugesetzt, so tritt alsbald die charakteristische violette Cellulose-Reaction ein. Die Färbung wird an den Schnitträndern beginnen, übrigens oft erst nach Stunden perfect sein. Die Gefässwände färben sich nicht violett, sondern bräunlichgelb, sie verhalten sich wie verholzte Membranen. An den Parenchymzellwänden bleiben die Tüpfelflächen auch diesmal ungefärbt und treten besonders scharf hervor. Diese Tüpfelflächen sind stets abgerundet, von wechselnder Grösse, einzeln oder in Gruppen, unregelmässig vertheilt. Grössere Tüpfelflächen sind von violetten Streifen verschiedener Breite durchsetzt, sie sind durch dieselben gefächert und machen den Eindruck eines unregelmässigen Gitters. Durch die Chlorzinkjodlösung gelbbraun gefärbte, glänzende Körnchen haften in grösserer oder geringerer Anzahl den Tüpfelflächen an. — Zum Vergleich nehmen wir auch die Cellulose-Reaction mit Jod und Schwefelsäure vor. Der Schnitt wird erst mit Jodlösung, am besten Jodjodkaliumlösung, imprägnirt und hierauf in schwach verdünnte englische Schwefelsäure (2 Theile Schwefelsäure, 1 Theil Wasser, dem Volumen nach) übertragen. Es beginnt sofort, von den Rändern aus, sich die Einwirkung zu äussern; der Schnitt nimmt eine schöne blaue Färbung an. Die Tüpfelchen bleiben auch diesmal ungefärbt; die grösseren zeigen sich blau gegittert.

Wir stellen uns weiterhin ein Präparat aus einer reifenden Birne her. In dem saftigen Fruchtfleische tritt uns auch hier ein regelmässiges, dünnwandiges Parenchym aus grossen, mehr oder weniger an den Ecken abgerundeten Zellen entgegen. Diese Zellen führen farblosen Zellsaft, einen sehr reducirten Plasmaschlauch und einen Zellkern. Zerstreut im Gewebe findet man Nester stark verdickter Zellen (Fig. 21). Die Zahl der so vereinigten „Steinzellen" ist von Stelle zu Stelle und je nach der Birnenart verschieden; sie bilden die sogen. Steine der Birne. Die Zellen sind ausgezeichnet durch die bedeutende Dicke ihrer Wand und durch die zahlreichen, feinen, verzweigten Porenkanäle. Die Verzweigung kommt dadurch zu Stande, dass sich eine Anzahl von Porenkanälen in dem Maasse, als das Lumen der Zelle enger wird, vereinigt, so dass sie als gemeinsamer Kanal in das Zelllumen münden. Wo zwei verdickte Zellen sich berühren, ist zu constatiren, dass die Porenkanäle auf einander treffen. Diese Zellen führen im fertigen

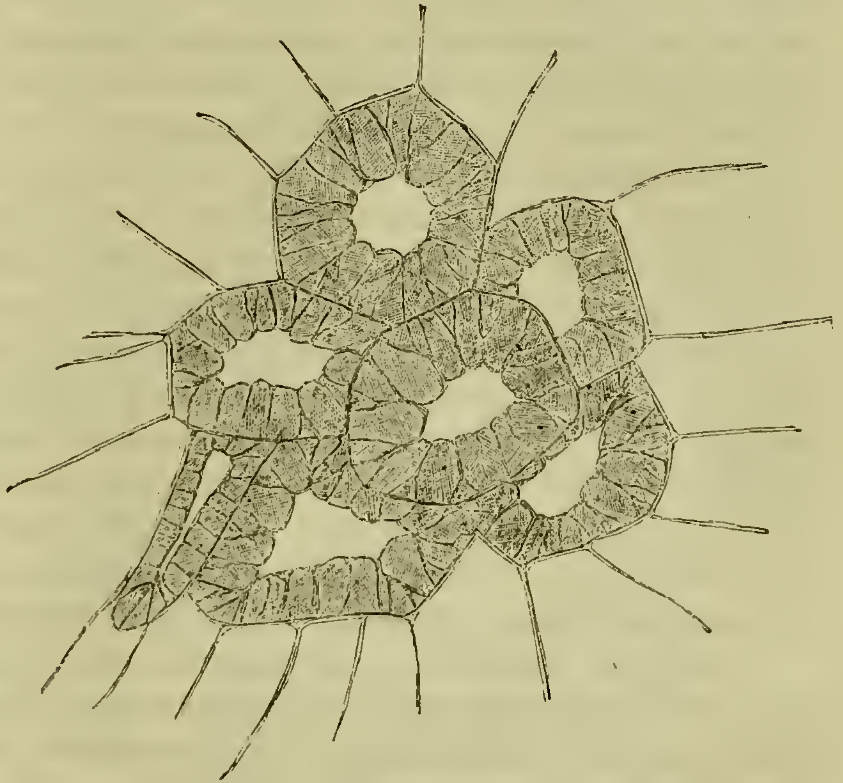


Fig. 21. Aus dem Fruchtfleisch der Birne. Stark verdickte Zellen mit verzweigten Porenkanälen, von dünnwandigen Parenchymzellen umgeben. Vergr. 240.

Zustande, in welchem sie uns hier vorliegen, keinen lebenden Zellinhalt mehr, sondern nur noch wässrige Flüssigkeit. Sie repräsentiren somit nur noch todte Zellhüllen. Nach Behandlung mit Chlorzinkjodlösung nehmen die dünnen Parenchymzellen allmählich violette Färbung an, die stark verdickten werden gelbbraun. Letztere sind somit verholzt und werden wegen ihrer starken Verdickung und Verholzung zu dem „Sklerenchym" gerechnet. Die Structurverhältnisse der verdickten Zellen werden durch die Chlorzinkjodbehandlung besonders deutlich.

Wir wollen das Fruchtfleisch der Birne benutzen, um mikrochemische Zuckerreactionen kennen zu lernen.[1]) Die gebräuchlichste ist die mit Fehling'scher Lösung. Man bereitet dieselbe aus Kupfervitriol und Seignettesalz in Wasser. Das Verhältniss ist 34,64 *g.* reinen krystallisirten Kupfervitriols auf 200 *g.* Seignettesalz in Wasser gelöst. Diese Lösung lässt sich aufbewahren. Um sie anzuwenden, setze man 600 *ccm.* Natronlauge von 1,12 spec. Gewicht hinzu und verdünne auf 1000 *ccm.* Diese Lösung wird bis zum Sieden erhitzt. Die Schnitte, an denen die Reaction vorgenommen werden soll, dürfen nicht zu dünn sein, wenigstens zwei Lagen unversehrter Zellen enthalten und selbstverständlich nicht zuvor im Wasser gelegen haben. Taucht man den Schnitt, ihn mit der Pincette festhaltend, in die siedende Lösung ein, so färbt sich der Schnitt schön mennigroth. Die Reaction ist nach zwei Secunden in voller Schönheit eingetreten. Unter dem Mikroskop sieht man in den Zellen den mennigrothen Niederschlag von reducirtem Kupferoxydul. Es ist somit in den Zellen der Birne eine die alkalische Kupferoxydlösung reducirende Substanz vorhanden, ein Körper aus der Traubenzuckergruppe (Glycose), in diesem speciellen Falle Traubenzucker.

Zum Vergleiche stellen wir den Versuch auch mit einem Schnitt der Zuckerrübe an. Derselbe enthält, wie bekannt, einen Körper aus der Rohrzuckergruppe, nämlich Rohrzucker. Zwei Secunden lang in die siedende Flüssigkeit eingetaucht, zeigt derselbe keinen Niederschlag in den Zellen; der Schnitt hat, mikroskopisch betrachtet, blaue Färbung. Wird der Schnitt längere Zeit in der Fehling'schen Lösung gehalten, so beginnt auch er sich von der Oberfläche aus mennigroth zu färben. Der Rohrzucker wird invertirt und giebt nun den Oxydul-Niederschlag. Unter dem Mikroskop zeigen die peripherischen Zelllagen jetzt mennigrothe Körnchen, während, falls die Einwirkung nicht zu lange andauert, die inneren Zellen eine blaue Flüssigkeit führen.

Sehr zu empfehlen für mikroskopische Zwecke ist auch die Barfoed'sche Zuckerreaction mit angesäuertem Kupferacetat. Man stellt sich die Lösung her, indem man 1 Theil neutrales, krystallisirtes Kupferacetat in 15 Theilen Wasser auflöst. Zu 200 *ccm.* dieser Lösung fügt man 5 *ccm.* einer Essigsäure, die 38 % Eisessig enthält, hinzu. In einer etwa 5 bis 8 *ccm.* haltenden Probe dieser Lösung lassen wir einen nicht zu dünnen Schnitt der Birne, in einer andern ebensolchen Probe einen Schnitt der Zuckerrübe kurz aufkochen. Die betreffenden Flüssigkeiten sammt den Schnitten werden hierauf in kleine Krystallisirschalen gegossen und stehen gelassen. Nach einigen Stunden finden wir den Schnitt der Birne mit einem feinen Niederschlag von Kupferoxydul bedeckt und ebenso ein

wenig solchen Niederschlags in der Krystallisirschale, während der Schnitt der Zuckerrübe, wie leicht die mikroskopische Untersuchung lehrt, von anhaftendem Niederschlag frei ist und solcher auch in der Krystallisirschale fehlt. Der Erfolg der Reaction ist nach einigen Stunden zu controliren, da nach längerer Zeit ein sehr geringer Niederschlag sich an der Luft reoxydiren und dann auflösen könnte.

Wir wollen endlich die Zuckerrübe auch noch benutzen, um die mikrochemische Reaction auf Nitrate und Nitrite vermittelst Diphenylamin kennen zu lernen. [3]) Dieses von den Chemikern zum Nachweis sehr kleiner Mengen von Nitraten und Nitriten benutzte Reagens leistet auch für histologische Zwecke vorzügliche Dienste. Wir führen Quer- oder Längsschnitte durch die Zuckerrübe aus, sorgen aber dafür, dass die Schnitte die Oberfläche erreichen. Diese Schnitte lassen wir mit Vortheil zuvor auf dem Objectträger etwas trocknen und fügen dann erst das Reagens hinzu. Wir benutzten 0,05 *g*. Diphenylamin in 10 *ccm*. reiner Schwefelsäure. Sofort nach Zusatz derselben tritt eine intensive Blaufärbung, Bildung von Anilinblau, in der äussersten Zone der Schnitte auf. Diese Zone enthält die jüngsten, in der Entwicklung begriffenen Gewebe der Rübe; diese sind es somit, die die Nitrate führen. Von den blau tingirten Stellen ergiesst sich der Farbstoff alsbald über das übrige Präparat, doch ist im ersten Augenblick der Reaction die sich färbende Zone ganz scharf gezeichnet. Da es sich aber in Pflanzen, wie die Analysen von Säften ergeben haben, häufig um Nitrate, selten um Nitrite handelt, so dürfen wir aus der eingetretenen Reaction mit grosser Wahrscheinlichkeit auf Nitrate schliessen. Wird statt des etwas eingetrockneten Schnittes ein frischer zur Reaction benutzt, so vertheilt sich der gebildete Farbstoff weit rascher in die Umgebung und die gefärbte Zone ist weniger scharf begrenzt.

Als nächstes Untersuchungsobject wählen wir die Georginenknolle (Dahlia variabilis). Die longitudinal halbirte Knolle lässt leicht das centrale Mark erkennen. Ein aus diesem dargestellter Längsschnitt zeigt unter dem Mikroskop mehr oder weniger rechteckig contourirte, in Längsreihen angeordnete Zellen (Fig. 22) mit sehr reducirtem Plasmaschlauch, mit Zellkern und farblosem Zellsaft. Die Intercellularräume sind mit Luft gefüllt; die Zellwände fein gestreift. Die Streifen steigen unter einem Winkel von 35 bis 40° auf. Man glaubt zwei entgegengesetzt geneigte Streifensysteme in gleicher Ebene zu sehen, was sich aus der relativ geringen Dicke der Wand erklärt Thatsächlich gehören die in der einen Richtung aufsteigenden Streifen der einen, die entgegengesetzt geneigten der andern Zelle an, wie man das

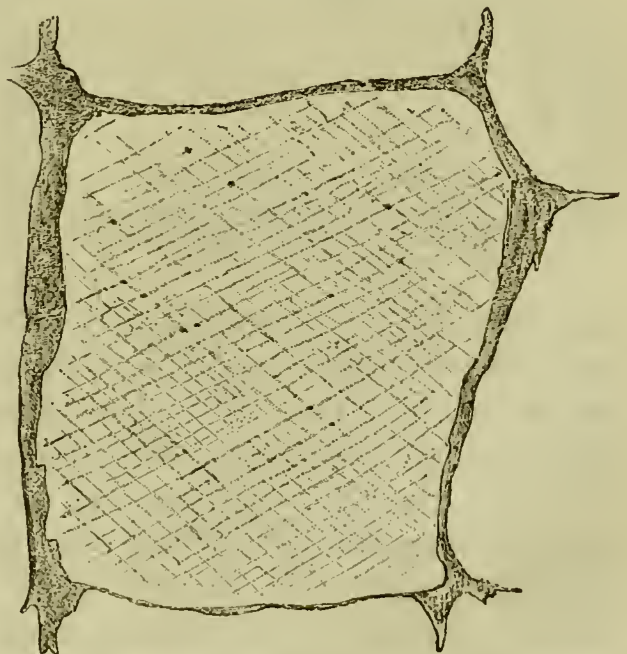


Fig. 22. Aus dem Mark von Dahlia variabilis Vergr. 240.

namentlich an dem freien Schnittrande constatiren kann. Mit Chlorzinkjodlösung färben sich die Zellwände alsbald violett; wo aber zwei Streifen weniger dicht aneinander schliessen, ist eine farblose Linie zwischen denselben zu sehen. Die unverdickt gebliebenen Stellen der Wand werden eben, wie Tüpfelflächen, von der Chlorzinkjodlösung nicht gefärbt. Besonders hell treten einzelne relativ grössere, rhombisch umschriebene Stellen, als Tüpfel, hervor. Solche Tüpfel liegen stets in der Trennungslinie zweier Streifen und an der Kreuzungsstelle mit einer Trennungslinie des entgegengesetzt gerichteten Streifensystems.

Wird ein Schnitt in absoluten Alcohol gelegt, so entsteht im Zellsaft ein feiner Niederschlag von Inulin. Ersetzt man den Alcohol durch Wasser und erwärmt den Objectträger über einer Spiritusflamme, so wird der Niederschlag wieder aufgelöst. — Um das Inulin in den Sphärokrystallen, welche dasselbe bildet,[4]) zu studiren, untersucht man am besten Knollenstücke, die mindestens acht Tage zuvor in Spiritus eingelegt worden sind. Man betrachtet die Schnitte am besten in Wasser und lässt während der Beobachtung sehr langsam Salpetersäure zutreten. Die Sphärokrystalle (Fig. 23) befinden sich stets an den Zellwänden. Sie bilden mehr oder weniger vollständige Kugeln. Die Kugel kann von einer oder mehreren Zellwänden durchsetzt sein. Meist bilden verschieden grosse Kugeln zusammen eine grössere Gruppe. Die Kugeln lassen mehr oder weniger deutlich einen radialen Bau erkennen; dieser Bau tritt schärfer hervor, wenn die Salpetersäure zu wirken anfängt; er rührt von radial angeordneten Krystallnadeln her, welche die Kugel aufbauen. Ausser der radialen wird meist auch noch eine concentrische Schichtung sichtbar, welche als ein Ausdruck von Schwankungen in den Krystallisations-Bedingungen aufzufassen ist. — Jodlösung bringt keine Färbung hervor. – Werden die Sphärokrystalle im Wassertropfen auf dem Objectträger erwärmt, so schwinden sie alsbald.

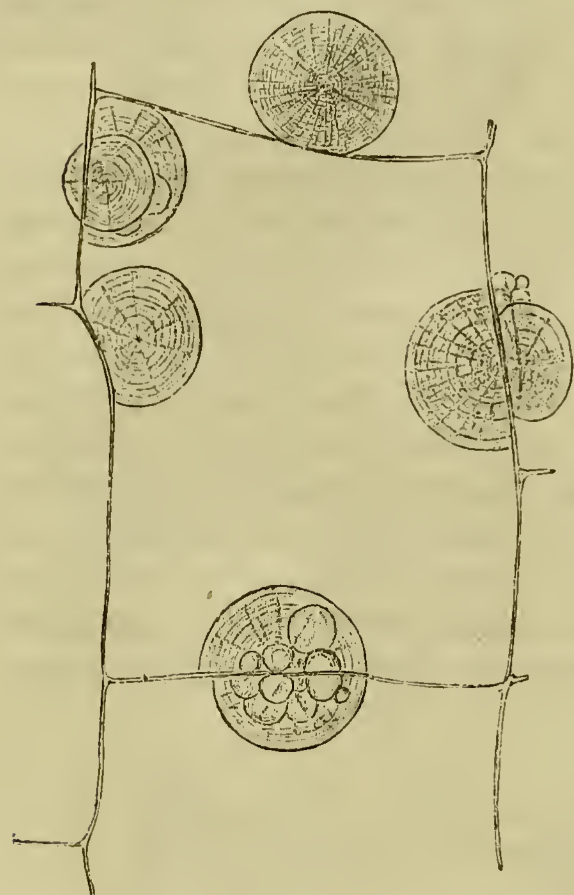


Fig. 23. Aus der Knolle von Dahlia variabilis, nach mehrmonatlichem Liegen in Spiritus. Sphärokrystalle an den Wänden. Vergr. 240.

Um die Gerbstoffreaction an einem typischen Objecte zu erproben, wenden wir uns an Galläpfel, wie sie auf den Blättern unserer Eichen zu finden sind. Diese Galläpfel verdanken dem Stich der Gallwespe, welche ein Ei in das angestochene Gewebe legt, ihre Entstehung. Wir halbiren einen solchen noch grünen Gallapfel und finden an den hierauf dargestellten, zarten Radialschnitten, dass die innere, von der Larve der Gallwespe eingenommene Höhlung von einer „Schale“ umgeben ist, die aus isodiametrischen, abgerundeten Zellen gebildet wird. Diese enthalten meist reichlich mit Jod sich bläuende Stärkekörner. Das an diesen inneren

Theil anschliessende Gewebe wird von radial gestreckten, polygonalen Zellen gebildet, die an der Peripherie des Gallapfels an Länge abnehmen und schliesslich unter der kleinzelligen, nach aussen stark verdickten äussersten Zellschicht, der Epidermis, münden. Dieses ganze, die innere Schale umgebende Gewebe, zeigt keine bestimmt geformten Einschlüsse. Legen wir aber einen frisch dargestellten Schnitt in einen Tropfen wässriger Eisenchlorid- oder Ferrisulfat-Lösung, so sehen wir, dass derselbe sich seiner ganzen Masse nach dunkelblau färbt. Diese Färbung theilt sich auch der umgebenden Flüssigkeit mit und führt uns somit die Eisenreaction auf Gerbsäure oder Tannin, in der eisenbläuenden Form, vor, während es auch eisengrünende giebt. Beobachtet man die Einwirkung unter dem Mikroskop, indem man zu einem trocknen, unter Deckglas gelegenen Schnitt die Eisenlösung hinzutreten lässt, so sieht man, dass zuerst ein feiner, dunkelblauer Niederschlag entsteht, der sich aber bald wieder in dem Reagens löst, so dass nunmehr blaue Flüssigkeit die Zelle erfüllt. Die schwächste Gerbsäure-Reaction geben die mit Stärke erfüllten Zellen der inneren Schale. Zum Vergleich legen wir jetzt einen zweiten Schnitt in eine etwa 10 % wässrige Lösung von Kaliumbichromat und sehen einen dichten, flockigen, rothbraunen Niederschlag, der auch erhalten bleibt, in den gerbstoffhaltigen Zellen sich bilden. Die „Gefässbündelstränge", welche die Galläpfel durchziehen, wollen wir unberücksichtigt lassen und auch sonstige Structurverhältnisse übergehen, da es uns nur um die Herstellung einer typischen Gerbstoffreaction bei diesem Object zu thun war.

Wird ein kräftiger, dicht über dem Boden abgeschnittener Stengel von Vinca major gebrochen, so sieht man aus den Rändern der Bruchfläche zahlreiche kleine Fasern hinausragen. Wir fassen eine Anzahl solcher Fasern mit der Pincette, ziehen sie hervor und bringen sie in einen Wassertropfen auf den Objectträger. Unter dem Mikroskop erscheinen sie uns als lange, stark verdickte, an beiden Enden zugespitzte Sklerenchymfasern. Das Lumen ist auf ein enges Rohr reducirt, das an den beiden Enden der Faser ganz obliterirt. Die Wandung zeigt sich bei schwächer verdickten Fasern nur in einer Richtung gestreift; bei stärker verdickten sind zwei entgegengesetzt geneigte Streifensysteme vorhanden, das eine gehört den äusseren, das andere den inneren Schichtencomplexen an. Endlich findet man in noch älteren Sklerenchymfasern öfters ein drittes, inneres System fast senkrecht zur Längsaxe gerichteter Streifen. Letztere rühren von netzförmigen Verdickungsleisten her, die gestreckte Tüpfel zwischen sich lassen. Dieses innerste Verdickungssystem ist meist scharf gegen die äusseren abgesetzt. Mit Chlorzinkjodlösung nehmen die Fasern sofort eine violette, ins braune spielende Färbung an. Besonders instructiv ist aber das Verhalten in Kupferoxydammoniak, welches Reagens befähigt ist, reine Cellulose zu lösen. Man muss die Einwirkung direct beobachten. Bei Zutritt der Kupferoxydammoniaklösung quellen die Wände der Fasern stark; im ersten Augenblick der Einwirkung wird die Streifung deutlicher, schwindet aber rasch. Die äusseren Schichtencomplexe sind alsbald vollständig aufgelöst, während der innere, netzförmig ausgebildete, länger widersteht und somit völlig isolirt dem Be-

obachter entgegentritt. Zu Beginn der Quellung zeigt sich in den zuvor schon sichtbaren Schichten eine noch feinere Schichtung; jede Schicht ist somit aus zahlreichen, äusserst dünnen Lamellen zusammengesetzt. Eine solche feinere Schichtung prägt sich besonders deutlich an dem inneren, resistenteren Schichtencomplexe aus.

Wir halbiren jetzt einen Samen von Ornithogalum, etwa Ornithogalum umbellatum mit dem Taschenmesser, spannen die eine Hälfte in den Handschraubstock ein, befeuchten die Schnittfläche mit Wasser und stellen ein möglichst dünnes Präparat mit dem Rasirmesser her. Dieses Präparat (Fig. 24) führt uns annähernd rechteckig contourirte Zellen vor. Die Wände dieser Zellen sind stark verdickt, die Verdickungsschicht aber von zahlreichen, einfachen Tüpfeln durchsetzt. Hat man eine Zellwand so gestreift, dass sie sich von der Fläche präsentirt, so erscheinen die Tüpfel als runde Poren (*m*), dieses ist an der oberen Zelle der nebenan stehenden Figur zu sehen. Von der Seite erscheinen die Tüpfel als Kanäle, die aus dem Zelllumen bis an die primäre Zellwand laufen. Die Tüpfel der benachbarten Zellen stossen genau auf einander, sie werden durch die primäre Wand (*p*) getrennt, die wir hier als Schliesshaut bezeichnen. Die Innenfläche der Verdickungsschicht zeichnet sich durch stärkere Lichtbrechung aus, sie bildet das „Grenzhäutchen". Lässt man Schwefelsäure langsam auf das Präparat vom Rande des Deckglases aus einwirken, so werden die Verdickungsschichten der Zellen aufgelöst, während ein Netzwerk sehr zarter Wände zunächst zurückbleibt. Diese Wände sind die sogen. Mittellamellen, welche den ursprünglich vor Beginn jeder Verdickung vorhanden gewesenen Wänden der Zellen entsprechen und die auch die Schliesshaut der Tüpfel durchsetzen. Bei anhaltender Einwirkung der Schwefelsäure schwinden auch diese Mittellamellen bald. — Chlorzinkjodlösung bringt die Verdickungsschichten zur Quellung und die Mittellamellen werden hierbei ebenfalls sichtbar. Die Färbung des Präparats ist in Folge der Quellung eine unvollkommene.

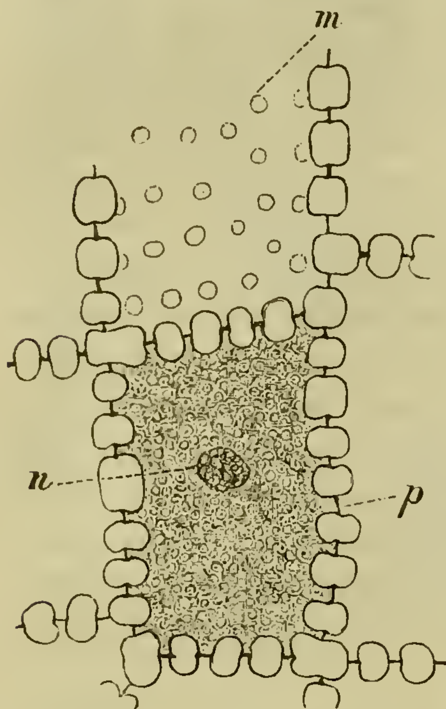


Fig. 24. Aus dem Endosperm von Ornithogalum umbellatum. *m* Tüpfel von oben; *p* Schliesshaut; *n* Zellkern. Vergr. 240.

Die Zellen sind mit Protoplasma und körnigen Stoffen dicht angefüllt; dieser ganze Inhalt nimmt mit Jodlösung gelbbraune Färbung an. In jeder Zelle ist mit Essigsäure-Methylgrün leicht der Zellkern nachzuweisen, der überhaupt in keiner lebendigen oder lebensfähigen Zelle fehlt.

Ein sehr ähnliches Aussehen haben die Verdickungsschichten der Zellen im Endosperm der Dattel (Phoenix dactylifera). Die Zellen sind aber gestreckter, ihr Lumen enger, die Wände etwas dicker. Diese Zellen sind im Dattelkern radial angeordnet. Quer- und Längsschnitte durch denselben werden somit, falls sie mit den Radien zusammenfallen, die Zellen in Längsansicht zeigen, tangentiale Schnitte, welche die Radien

rechtwinklig schneiden, die Zellen in Queransicht bringen. Chlorzinkjodlösung färbt die Verdickungsschichten sehr schön violett, sie lässt bei langsamer Quellung meist zahlreiche Lamellen hervortreten.

Wir wenden uns jetzt an das Kiefernholz, um behöfte Tüpfel, die sogenannten Hoftüpfel[5]) kennen zu lernen. Wir nehmen hierzu ein Stück trocknes oder besser noch in Alcohol aufbewahrtes Holz von einem möglichst alten Stamme. Zunächst bereiten wir uns mit einem sehr scharfen Taschenmesser die entsprechenden Schnittflächen vor: eine radiale, der Längsaxe des Stammes parallele, eine ebensolche tangentiale und eine senkrecht zu dieser Axe orientirte. Die concentrischen Jahresringe, die an jedem Kiefernholzstücke makroskopisch zu sehen sind, gewähren uns die nöthigen Anhaltspunkte, um uns über die genannten Richtungen zu orientiren. Der radiale Längsschnitt schneidet senkrecht die Jahresringe; der tangentiale Längsschnitt wird um so vollkommner, je paralleler er den Jahresringen läuft. Der Querschnitt ist senkrecht auf die beiden Längsschnitte gerichtet. Bei der nun folgenden Herstellung der mikroskopischen Schnitte müssen, damit die Schnitte gut werden und die Rasirmesser nicht leiden, ganz besondere Vorsichtsmaassregeln eingehalten werden. Falls das Rasirmesser hohl geschliffen ist, können richtig geführte Schnitte nur aus den Randpartien der Holzstücke gewonnen werden, so weit nämlich, als der Rücken des Messers der Schnittfläche noch nicht aufliegt. Doch sollten überhaupt nur schwach ausgehöhlte Messer zum Schneiden von Holz verwendet werden, da die stark ausgehöhlten hierbei leicht springen. Zu empfehlen wären Messer, die einseitig, nämlich an der Seite, die der Schnittfläche aufliegen wird, plangeschliffen sind; doch haben diese Messer den Nachtheil, dass sie sich nicht leicht schärfen lassen. Die Schnittfläche muss stets befeuchtet werden, die Schnitte möglichst dünn sein; auf eine bedeutende Grösse derselben kommt es nicht an. Einen Schnitt, der zu dick zu werden scheint, führe man nicht bis zu Ende, ziehe vielmehr das Messer aus dem Einschnitte heraus, damit dessen Schneide nicht schartig werde. Das Rasirmesser muss scharf sein, sonst zerfetzt es die Zellhäute, und löst die inneren Verdickungsschichten von den äusseren los. Das in Alcohol aufbewahrte Holz schneidet sich leichter als das trockene, namentlich, wenn man ersteres nachträglich in ein Gemisch von gleichen Theilen Glycerin und Alcohol gelegt hat. Die Oberfläche der vom Taschenmesser hergestellten Schnittfläche, da sie zerfetzte Zellhäute bietet, muss mit dem Rasirmesser entfernt werden; erst die nächstfolgenden Schnitte können brauchbar sein.

Ein richtig geführter, radialer Längsschnitt durch das Holz der Kiefer, zeigt sich, bei schwacher Vergrösserung, aus longitudinal gestreckten Zellen, die mit zugespitzten Enden in einander greifen, aufgebaut. Quer über diese Zellen sieht man die Zellreihen der Markstrahlen laufen, die uns jetzt noch nicht beschäftigen sollen. Wir stellen bei stärkerer Vergrösserung eine Stelle ein, an der man nur die Wände der longitudinal gestreckten Holzzellen und zwar der breiteren unter denselben, sieht und richten unsere ganze Aufmerksamkeit auf die Hoftüpfel dieser Wände. Der Hoftüpfel erscheint uns in Gestalt zweier concentrischer Kreise (Fig. 25 *A*). Der innere kleine Kreis, resp. die innere Ellipse, stellt die Mündungsstelle des

Tüpfels in das Zelllumen dar; der grössere äussere Kreis, resp. die äussere Ellipse, die weiteste Stelle des Tüpfels, mit der er an die primäre, die beiden Zellen trennende Wand ansetzt. Thatsächlich unterscheidet sich somit dieser Hoftüpfel von dem einfachen Tüpfel, wie wir ihn bei Ornithogalum und der Dattel gesehen, nur dadurch, dass er sich an seinem Grunde erweitert. Die Tüpfel der angrenzenden Zellen treffen hier aber eben so wie dort auf einander. Ist die Mündungsstelle des Tüpfels wie gewöhnlich eine schräggestellte Ellipse (wie in *A*), so wird man bei der Veränderung der Einstellung die correspondirende Mündungsstelle entgegengesetzt geneigt finden. Die beiden aufeinander stossenden Tüpfelräume sind durch die primäre Wand, die vor Beginn der secundären Verdickung schon vorhanden war und weiterhin nur schwach verdickt wurde, von einander getrennt. Diese zarte Wand ist die Schliesshaut.

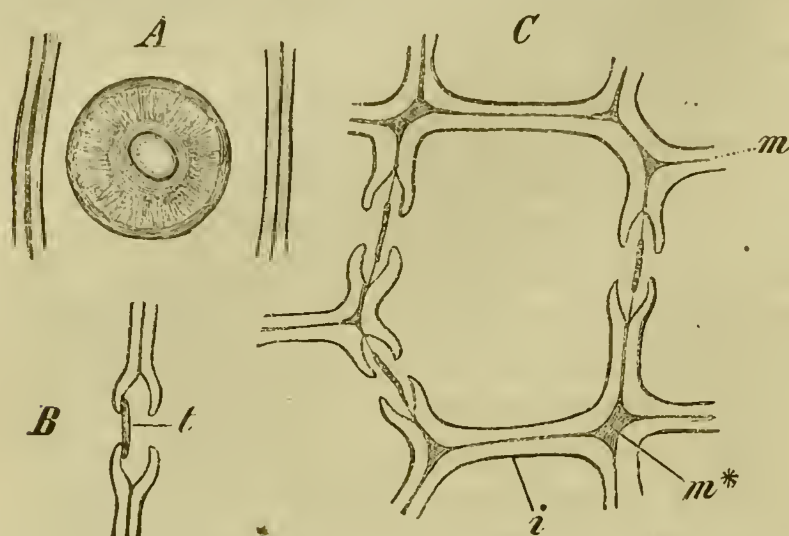


Fig. 25. Pinus silvestris. *A* ein Hoftüpfel in Flächenansicht. *B* ein Hoftüpfel in tangentialem Längsschnitt, *t* der Torus. *C* Querschnitt einer ganzen Tracheïde; *m* Mittellamelle; *m** ein Zwickel; *i* das Grenzhäutchen. Vergr. 540.

Dieselbe ist in der Mitte stärker verdickt und bildet den sogenannten Torus. Bei aufmerksamer Betrachtung und entsprechender Einstellung werden wir eventuell diesen Torus sehen können. Er bildet eine matt glänzende runde Scheibe, die etwa den doppelten Durchmesser der Mündungsstelle besitzt (vergl. in *A*). In günstigen Fällen, und zwar hier namentlich an Präparaten aus trockenem Holz, ist um diesen Torus eine radiale Streifung zu beobachten, so zwar, dass der zarte Theil der Schliesshaut in radial verlaufende Lamellen differenzirt erscheint.[6])

Den vollen Einblick in den Bau des behöften Tüpfels kann man erst mit Zuhülfenahme tangentialer Längsschnitte gewinnen. Da die Hoftüpfel auf den radialen Wänden der Holzzellen stehen,[7]) so sieht man sie auf richtig geführten tangentialen Längsschnitten im Querschnitt (Fig. 25 *B*). Man suche diese Bilder in den die Holzzellen trennenden Wänden auf, halte sich zunächst an die Trennungswände der breiteren Holzzellen und lasse sich nicht irre führen durch die Durchschnittsansichten der Markstrahlen, die von einer Anzahl kleiner, über einander stehender Zellen gebildet werden. Das Bild der durchschnittenen Tüpfel wird freilich nur an sehr zarten Stellen des Schnittes klar. Ist diese Bedingung erfüllt, so erscheint der Tüpfel in Gestalt von zwei einander zugekehrten Zangenköpfen, oder maurischen Spitzbögen, nach dem Muster der obenstehenden Figur 25 *B*. Ist einmal der Bau dieser grösseren Hoftüpfel erkannt, so wird man sich auch über den Bau der kleineren, die in den dickeren Wänden der engeren Holzzellen liegen, orientiren können. Der Unterschied ist, von der geringen Grösse abgesehen, der, dass hier beiderseits ein längerer, der Dicke der Wand entsprechender Kanal auf

den erweiterten Hofraum führt. Die grössten Hoftüpfel sind durch alle Mittelstufen mit den kleinsten verbunden. Im Innern der Tüpfel sieht man in den günstigsten Fällen die Schliesshaut, die in ihrer Mitte zum Torus (*t*) angeschwollen ist. In den grösseren Hoftüpfeln ist sie der einen Seite des Hofraumes meist angedrückt. Sie scheint die Bedeutung eines Klappenventils zu haben. — Das Bild wird eventuell klarer nach Einwirkung von Chlorzinkjod, das die Zellwände gelbbraun färbt. Diese Färbung wird durch die starke Verholzung der Wände veranlasst. Nur an vereinzelten Stellen ist noch ein violetter Anflug zu sehen, dort nämlich, wo eine noch nicht völlig verholzte innere Verdickungsschicht diese Farbenreaction giebt. Die Schliesshaut wird durch die Chlorzinkjodlösung überhaupt nicht gefärbt. Nach Behandlung mit Chlorzinkjod überzeugt man sich hingegen leicht, dass die Holzzellen hier weder Protoplasmaschlauch noch Zellkern besitzen; sie bestehen nur aus todten Zellwänden und werden, da sie functionell Wasser führen und in diesem Verhalten, sowie auch in der Art ihrer Wandverdickung, den Tracheen, das heisst den Gefässen ähneln, Tracheïden, neuerdings auch Hydroïden genannt.

Nicht selten wird das Kiefernholz, das wir untersuchen, im Längsschnitt eine mehr oder weniger deutliche, unter etwa 45° aufsteigende spiralige Streifung aufzuweisen haben. Die Tüpfelmündung erscheint dann in der Richtung der Streifen gestreckt und so wie die Streifen der beiden Wandseiten, so kreuzen sich auch die Mündungsstellen der aufeinander stossenden Tüpfel.

Wir führen auch noch einen Querschnitt durch das Kiefernholz aus. Derselbe muss ganz besonders zart sein. Die quer durchschnittenen Tracheïden erscheinen vorwiegend rechteckig. Sie bilden radial angeordnete Reihen. Wir halten uns an diejenigen mit weitestem Lumen. An den radialen Wänden derselben sehen wir die durchschnittenen Tüpfel (Fig. 25 *C*), deren Bild sich nicht anders, als auf dem tangentialen Längsschnitt zeigt. Zwischen den Zellen treten als feine Trennungslinien die Mittellamellen (*m*) hervor. Wo mehr als zwei Zellen aneinander stossen, ist die Mittellamelle zu einem soliden oder hohlen Zwickel (*m**) erweitert. Die innere Umgrenzung der Zellwand ist stärker lichtbrechend und bildet das Grenzhäutchen (*i*), das an stärker verdickten, englumigeren Tracheïden besonders deutlich ist. Das Alles wird noch klarer bei Einwirkung von concentrirter Schwefelsäure. Die Verdickungsschichten quellen und werden schliesslich aufgelöst, das Grenzhäutchen widersteht länger und tritt scharf hervor. Zwischen den quellenden Verdickungsschichten zeichnen sich die primären Wände der Zellen, von welchen zuletzt nur das gelbbraun sich färbende, zarte Netzwerk der Mittellamellen zurückbleibt. Diese, der concentrirten Schwefelsäure widerstehenden Mittellamellen sind „cutinisirt". Bei langsamer Quellung in Schwefelsäure lässt sich öfters, so besonders an den stark verdickten Tracheïden, feststellen, dass die Verdickungsschicht aus sehr zahlreichen, äusserst zarten Lamellen besteht. Mit Chlorzinkjodlösung wird der Querschnitt, so wie zuvor der Längsschnitt, gelbbraun gefärbt, in einzelnen Zellen nimmt wohl aber noch der innere, an das Grenzhäutchen unmittelbar grenzende Theil der Verdickungsschicht einen violetten Ton an. Lässt man auf die Chlor-

zinkjodbehandlung diejenige mit verdünnter Schwefelsäure (zwei Drittel Schwefelsäure, ein Drittel Wasser) folgen, so wird unter dem Einfluss der Letzteren, eine Blaufärbung der ganzen Verdickungsschicht ermöglicht. — Behandelt man zarte Querschnitte mit concentrirter Chromsäure, so tritt eine entgegengesetzte Wirkung als bei der Schwefelsäure ein. Die Mittellamellen werden aufgelöst und die einzelnen Zellen daher von einander getrennt. Die Verdickungsschicht der Zellen erfährt hierbei eine nicht unwesentliche Quellung; das Grenzhäutchen tritt bei Beginn der Wirkung scharf hervor, wird aber alsbald unkenntlich.

Um charakteristische Reactionen auf Holzstoff (Lignin) weiter noch kennen zu lernen, wollen wir uns des Phloroglucins und des schwefelsauren Anilins bedienen.[8]) Wir lösen eine Spur von Phloroglucin in Alcohol auf und legen einige Holzschnitte in diese Lösung. Hiernach bringen wir sie in den Wassertropfen des Objectträgers und lassen, vom Deckglasrande aus, Salzsäure einwirken. Die Wände der Zellen nehmen alsbald eine prachtvolle violettrothe Färbung an. — Andere Schnitte kommen in eine wässrige Lösung von schwefelsaurem Anilin, wo sie alsbald hochgelb werden; diese Färbung wird durch Zusatz verdünnter Schwefelsäure noch gesteigert. — An Stelle des Phloroglucins kann man ein wässriges oder weingeistiges, aus Kirschholz bereitetes Extract fast mit demselben Erfolg benutzen.[9]) — Behandelt man frische Stammschnitte der Kiefer, welche ihre Rindentheile, respective Marktheile führen, mit concentrirter Salzsäure, so tritt sofort eine Gelbfärbung des Holzes ein, welche aber allmählich von aussen nach innen, respective auch von innen nach aussen fortschreitend, einer violetten Färbung weicht.[10]) Auch dieses ist die Phloroglucin-Reaction und zwar rührt sie von Phloroglucin her, welches aus dem Inhalte der Rindenzellen, respective der Markzellen stammt. Selbst die Markstrahlen des jungen Holzes enthalten etwas Phloroglucin, so dass die violette Färbung auch von diesen aus sich verbreitet.

In der Folge werden wir uns auch des verschiedenen Verhaltens verholzter und unverholzter Zellwände gewissen Farbstoffen gegenüber als Hülfsmittel bei der Untersuchung bedienen.

Anmerkungen zum V. Pensum.

[1]) Vergl. hierzu Sachs, zuletzt Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. III, pag. 187.

[2]) Barfoed de organiske Stoffers qualitative analyse Kjöbenhavn. 1878. pag. 210. 217. 223. Anm.

[3]) Vergl. H. Molisch: Ber. d. deut. bot. Gesell. I. Jahrg. pag. 150.

[4]) Sachs, Bot. Ztg. 1864, pag. 77; Hansen, Arb. d. Bot. Inst. in Würzburg, Bd. III, pag. 108; Meyer, Bot. Ztg. 1883, Sp. 334.

[5]) Sanio, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IX, pag. 50; Strasburger, Zellhäute, pag. 38; Russow, Bot. Centralbl. Bd. XIII, No. 1—5. Dort die übrige Litteratur.

[6]) Vergl. Russow, Bot. Centralbl. 1883, Bd. XIII, No. 1—5.

[7]) Tangential gestellte Hoftüpfel kommen bei der Kiefer nur selten vor, sind hingegen in den Herbstholzzellen der übrigen Abietineen fast regelmässig anzutreffen.

[8]) Beide eingeführt von Wiesner (vergl. Stzber. d. math. nat. Kl. d. Akad. d. Wiss. Bd. LXXVII, 1. Abth. und früher schon a. a. O.).

[9]) v. Höhnel, Stzber. d. math. n. Kl. d. Wiener. Akad. d. Wiss. Bd. LXXVI, pag. 685.

[10]) Ebendas. pag. 676.

VI. Pensum.

Epidermis, Spaltöffnungen.

Wir stellen einen Flächenschnitt von der Aussenseite (morphologische Unterseite) der „reitenden“ Blätter von Iris florentina her. Der Schnitt muss so dünn sein, dass er das unter der Epidermis gelegene Gewebe nur streift, er wird, mit seiner Aussenseite nach oben gekehrt, in Wasser untersucht. Man sieht jetzt, dass die Epidermis von langgestreckten Zellen gebildet wird, die parallel zur Längsaxe des Blattes laufen. Die Zellen schliessen mit quer gestellten Scheidewänden ab; sie sind ohne Intercellularräume mit einander verbunden, führen farblosen Zellsaft und besitzen einen sehr reducirten Plasmaschlauch nebst Zellkern. An der Aussenseite ist die Epidermis von einem äusserst feinkörnigen Wachsüber-

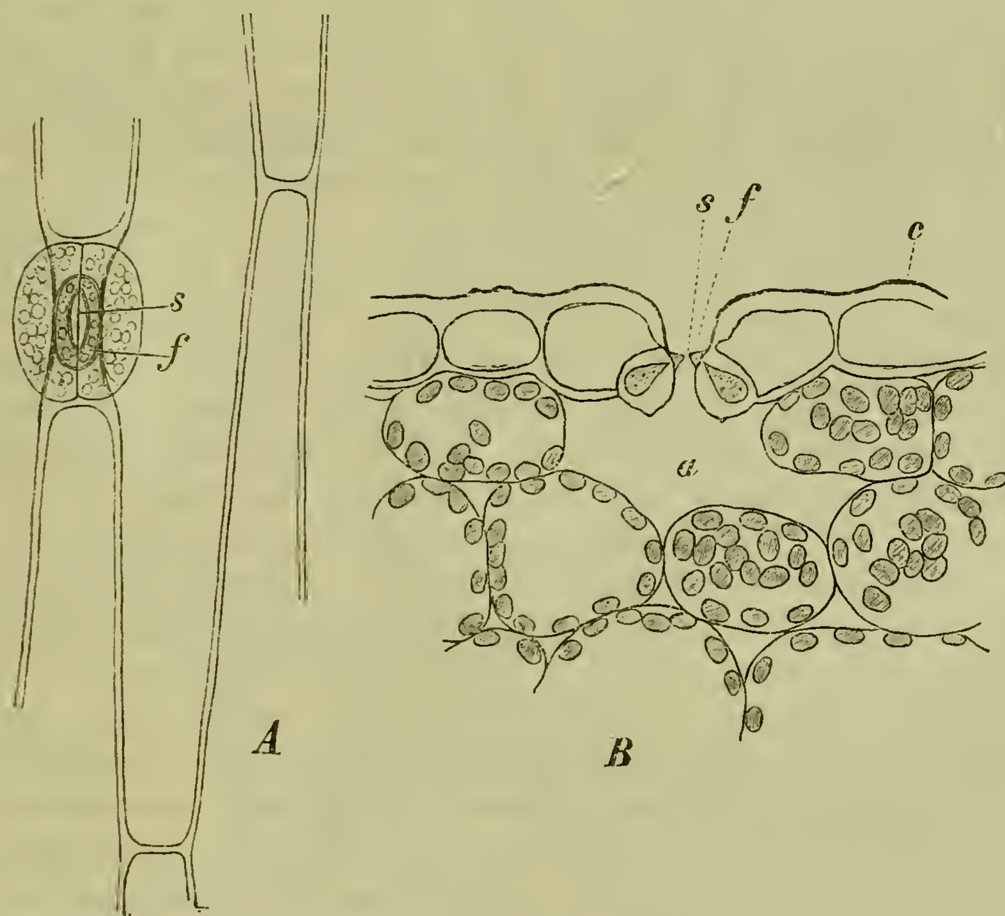


Fig. 26. Epidermis der Blattunterseite von Iris florentina. *A* von oben, *B* im Querschnitt. *f* Grübchen; *s* Spalt; *c* Cuticula; *a* Athemhöhle. Vergr. 240.

zug bedeckt. In einer Linie mit den Epidermiszellen liegen die elliptischen Spaltöffnungen, die aber nur undeutlich zu sehen sind. Letzteres rührt daher, dass die vier angrenzenden Oberhautzellen über die „Schliesszellen“ der Spaltöffnung greifen, dieselben theilweise deckend. So bleibt nur ein gestreckt elliptisches Grübchen (*f*) übrig, das auf die Spaltöffnung führt (Fig. 26 *A*). Dieses Grübchen erscheint meist schwarz, weil von Luft erfüllt. Um die Schliesszellen gut zu sehen, kehre man jetzt den Schnitt um. Da constatirt man leicht, dass die Spaltöffnung von zwei halbmondförmigen Schliesszellen gebildet wird. Diese Zellen führen, zum Unter-

schied von den benachbarten Oberhautzellen, Chlorophyllkörner. Die Zellkerne pflegen in halber Länge der Zelle sich als helle Fleeke zu zeiehnen. Zwischen beiden Sehliesszellen ist ein spindelförmiger Spalt (*s*) vorhanden, der etwa die halbe Länge dieser Zellen hat. — Da die Längsaxe der Spaltöffnungen mit der Längsaxe des Blattes zusammenfällt, so ist es hier leicht, richtig orientirte Querschnitte der Spaltöffnungen zu bekommen. Man führt die Schnitte rechtwinklig zur Längsaxe des Blattes. Wir schneiden zu diesem Zwecke mit der Schere einen entsprechend orientirten, schmalen, etwa 3 *mm.* breiten Streifen aus dem Blatte heraus und spannen ihn in Holundermark- oder Sonnenrosenmark-Stüekchen ein. Das hierzu nöthige Holunder- und Sonnenrosenmark wird durch Abschälen der Rinde und des Holzkörpers von trocknen Stengelstücken der genannten Pflanzen gewonnen. Ein Markstückchen von etwa 3 *cm.* Länge wird hierauf mit einem scharfen Rasirmesser der Länge nach in zwei gleiche Hälften zerlegt. Der zu schneidende, flaehe Gewebestreifen des Objeets wird nun zwischen die beiden Markhälften gelegt, so zwar, dass die schmale Kante des Streifens bis an die Endfläche der Markstücke reicht. Man macht hierauf zarte Querschnitte zugleich durch Mark und Gegenstand und überträgt den Sehnitt mit dem Pinsel von der Messerklinge auf den Objectträger. Man kann die beiden Markstüekehen während des Sehneidens einfaeh mit den Fingern zusammenhalten, oder auch beide Hälften an einander dureh Umwickeln mit einem Faden fixiren. Man halte beim Sehneiden die Markstückchen so, dass das Messer die breite Fläche, nieht die Kante des Objects treffe; man erhält auf diese Weise viel gleiehmässigere Sehnitte. Für zarte Objecte ist das weichere Sonnenrosenmark dem etwas härteren Holundermark vorzuziehen: bei resistenteren Objecten wie das vorliegende bediene man sich vornehmlich des Holundermarks, bei noch resistenteren nicht des Markes, sondern des Flaschenkorkes. — Die Herstellung hinreichend zarter Schnitte dürfte hier keine wirkliche Schwierigkeit bereiten; allenfalls liesse sich einer solchen Schwierigkeit mit einem Mikrotom begegnen. Ein Handmikrotom einfaehster Construction, wie es Zeiss (Katalog 1883, No. 140) für 18 M. liefert, würde genügen. Dasselbe hat eine runde, plan geschliffene Messingplatte von 80 *mm.* Durchmesser, die an einer cylindrisehen, zugleich als Handhabe dienenden Hülse befestigt ist, aufzuweisen. Innerhalb dieser Hülse steekt eine zweite, die mit Hülfe einer Schraube aufwärts und abwärts zu bewegen ist. Die Grösse der Bewegung ist an einer getheilten Scheibe abzulesen. Die Markstüekchen, zwischen welehen das Objeet eingeklemmt ist, bringen wir zwisehen zwei entsprechend ausgehöhlte Korkstücke, die fest in die innere Hülse des Mikrotoms eingepasst werden. Die Markstüekchen ragen etwas zwischen den Korkstückehen vor und erreichen die Höhe der oberen Messingplatte. Die Schnitte können mit einem gewöhnlichen oder mit einem einseitig plan geschliffenen Rasirmesser, welches man aus freier Hand an der Messingplatte hinführt, hergestellt werden. Naeh jedem Sehnitt wird dureh Drehung der Sehraube das Object entsprechend gehoben. — Complicirt gebaute Mikrotome, wie sie die Zoologen benutzen, sind für den Botaniker überflüssig.

Wir stellen gleich eine grössere Anzahl von Schnitten zur weiteren

Verwendung her und legen sie einstweilen in ein mit Wasser angefülltes Uhrglas. Die ersten Schnitte kommen in Wasser zur Untersuchung und zeigen, an günstigen Stellen, mittlere Lamellen aus der Spaltöffnung, in der Form der Fig. 26 *B*. Wie ein solcher Querschnitt lehrt, sind die Epidermiszellen von Iris florentina auf ihrer Aussenseite stärker als auf ihrer Innenseite verdickt. Doch sind auch die Innenwände ziemlich stark, während die Radialwände eine nur geringe Dicke besitzen. Es hängt dies mit den Functionen der Epidermis zusammen, welche nicht nur den äussern Schutz zu besorgen, sondern auch als Wasserreservoir[2]) zu fungiren hat. Die dünnen Radialwände gestatten leicht eine Volumenänderung der Zellen, welche bei Wasserverlust durch ein blasebalgartiges Spiel ihre Höhe verringern, um dieselbe bei Wasserzufuhr wieder zu vergrössern. Die beiden Schliesszellen liegen vertieft zwischen den Oberhautzellen; man sieht jetzt deutlich in welcher Weise letztere über die Schliesszellen greifen. Das Grübchen (*f*) führt auf die Schliesszellen hinab. Letztere zeigen einen ganz eigenthümlichen Querschnitt. Sie sind auf der oberen und unteren Fläche stark verdickt. Diese verdickten Stellen stossen auf der Spaltseite an einander. Ueber dieser Stelle befindet sich noch ein besonderer schnabelförmiger Vorsprung. Auf der entgegengesetzten Seite, nach dem Innern der Oberhautzellen zu, werden die Schliesszellen relativ dünnwandig. Diese Art der Wandverdickung hängt mit dem Bewegungsmechanismus der Schliesszellen zusammen, die sich stärker krümmen und den Spalt erweitern sollen, wenn ihr Turgor steigt, die sich gerader strecken und den Spalt verengen sollen, wenn ihr Turgor sinkt. Es ist in der That klar, dass die Schliesszelle bei zunehmendem Turgor convexer an der Seite geringeren Widerstandes, concaver an der Seite stärkeren Widerstandes werden muss, ähnlich wie ein Gummischlauch mit einseitig dickerer Wand bei Einpressen von Wasser oder Luft unter hohem Druck, an der Seite stärkeren Widerstandes concav werden müsste. Die dünne Stelle an der Spaltseite, wo die beiden Verdickungsleisten zusammenstossen, erleichtert eine Abflachung der Zellen während der Krümmung an dieser Seite. Damit die Bewegung der Schliesszellen nicht beeinträchtigt werde, sehen wir die äussere Epidermiswand mit plötzlich verjüngtem Rande an diese Schliesszellen ansetzen; die Schliesszellen sind hier gleichsam wie an Scharnieren, den s. g. Hautgelenken, befestigt. Unter der Spaltöffnung befindet sich die Athemhöhle (*a*), ein in natura mit Luft erfüllter grosser Intercellularraum, der von chlorophyllhaltigen Zellen umgrenzt ist und der mit den zwischen letzteren befindlichen Intercellularräumen zusammenhängt. — Ein in Chlorzinkjodlösung eingelegter Querschnitt lehrt uns, dass die Wände der Epidermiszellen sich im ganzen Umkreis färben, mit Ausnahme eines dünnen, etwas faltigen Aussenhäutchens, das gelbbraun wird, der sogenannten Cuticula (*c*). Diese Cuticula schwillt an der Spaltöffnung zu dem schon erwähnten schnabelförmigen Fortsatze an, der mit Chlorzinkjodlösung gelbbraun gefärbt erscheint und somit cutinisirt ist. Als äusserst zartes Häutchen setzt sich die Cuticula durch die Spalte über die Schliesszellen bis an den Ursprung der chlorophyllhaltigen Parenchymzellen fort. Im übrigen werden auch die Schliesszellen in ihrem ganzen Umfang violett. Bei Anwendung concentrirter Schwefelsäure löst sich der

ganze Schnitt auf, es bleibt nur die Cuticula sammt den cutinisirten Vorsprüngen der Spaltöffnung zurück.

Ein äusserst günstiges Object für das Studium des Spaltöffnungsapparates tritt uns in Tradescantia virginica entgegen. Die Epidermis besteht auf beiden Seiten des Blattes aus polygonalen, in der Richtung des Blattes meist gestreckten Zellen. Mit diesen wechseln engere Streifen aus schmäleren und längeren Zellen ab. Diese Streifen sind schon mit dem blossen Auge zu sehen, namentlich an der Blattunterseite, und erscheinen grün, während die Streifen aus breiteren Zellen grau sich zeichnen. Die Seitenwände der Oberhautzellen sind mit Poren versehen; die Aussenfläche schwach gestreift. Die Zahl der Spaltöffnungen ist an der Unterseite des Blattes bedeutend grösser, daher wir diese Seite für die Untersuchung wählen. Die Spaltöffnungen sind fast constant von vier Epidermiszellen umgeben (Fig. 27). Sie liegen in gleicher Höhe mit der Epidermis. Der Spalt, den sie zwischen sich lassen, ist relativ gross. Sie

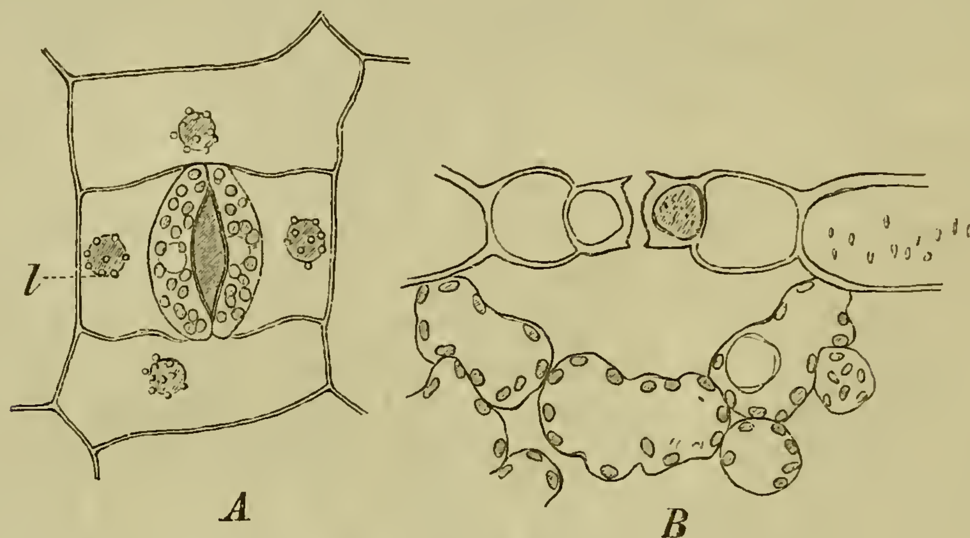


Fig. 27. Epidermis der Blattunterseite von Tradescantia virginica. *A* von oben, *B* im Querdurchschnitt; *l* Leucoplasten. Vergr. 240.

führen Chlorophyllkörner, zwischen denen der Zellkern meist sichtbar ist; auch in den Epidermiszellen treten die Zellkerne scharf hervor und zeigen sich umgeben von farblosen Leucoplasten (*l*) (Fig. 27 *A*); der Zellsaft der Epidermiszellen ist hin und wieder rosa gefärbt. Die Längsaxe der Spaltöffnungen fällt mit der Längsaxe des Blattes zusammen, so dass es auch hier leicht ist, correcte Querschnitte zu bekommen. Die Spaltöffnung präsentirt sich dann so, wie es Fig. 27 *B* zeigt. Die Spaltseite erscheint auch hier verdickt, die dem Innern der Oberhautzellen zugekehrte Seite dünner. Ausserdem fällt es auf, dass die beiden an die Schliesszellen grenzenden Oberhautzellen flacher, an ihrer Aussenseite schwächer verdickt sind, als die weiterhin folgende Epidermis. Sie gehören eben als „Nebenzellen" mit zum Spaltöffnungsapparat, sie bilden das Scharniergelenk, das bei Iris florentina nur durch die dünne Hautstelle an der Insertion der Schliesszellen vertreten war. Die Leucoplasten (*l*), welche den Zellkern in den Epidermiszellen umgeben, bieten hier ein sehr günstiges Beobachtungsobject dar. Interessant ist es, dass diese Leucoplasten trotz einer dem Lichte so stark exponirten Lage, klein und farblos bleiben und

nicht zu Chlorophyllkörnern anwachsen. Die Epidermis hat hier eben eine andere Aufgabe und nicht die als Assimilationsapparat zu fungiren.

Die so häufig cultivirte Tradescantia zebrina hat einen ebenso gebauten Spaltöffnungsapparat. Die Blattunterseite allein führt Spaltöffnungen. Der Querschnitt ist sehr instructiv, wenn auch nicht leicht dünn zu erhalten. Für die Orientirung genügen übrigens auch dickere Schnitte. Die Oberhautzellen beider Blattseiten zeichnen sich nämlich, wie der Querschnitt zeigt, durch bedeutende Grösse aus. Namentlich diejenigen der Oberseite sind so hoch, dass sie für sich allein die halbe Dicke des Blattes ausmachen. Viele dieser Epidermiszellen sieht man durch quere Wände getheilt. An beiden Blattseiten führen die Oberhautzellen vorwiegend nur wässrigen Zellsaft, der an der Blattunterseite ausserdem meist roth gefärbt sich zeigt. Die Blätter von Tradescantia zebrina haben somit in ihrer Epidermis einen äusserst mächtigen Wasserbehälter aufzuweisen. Die fast stets in Vierzahl vorhandenen „Nebenzellen" der Spaltöffnung sind, wie der Querschnitt zeigt, ganz flach, so dass eine grosse Athemhöhle von der Höhe der angrenzenden Epidermiszellen unter dem Spaltöffnungsapparat entsteht. — Auch an dickeren Stellen der von der Blattunterseite entnommenen Flächenschnitte kann man sich bei tieferer Einstellung ein Bild der Athemhöhle entwerfen, soweit diese durch den Schnitt nicht geöffnet wurde und mit Luft erfüllt blieb. — Deutlich fallen wieder um die Zellkerne der Epidermiszellen die Leucoplasten auf.

Sehr stark auf ihrer Aussenseite verdickte Oberhautzellen und dem entsprechend tief in die Oberhaut eingesenkte Spaltöffnungen besitzen die Aloë- und Agave-Arten. Wir wählen zur Untersuchung, weil besonders instructiv und nicht schwer zu präpariren, die in Gewächshäusern verbreitete Aloë nigricans, mit zungenförmigen, zweireihig angeordneten Blättern, aus. Andere Species von Aloë können nöthigenfalls für die genannte Ersatz bieten. Die Epidermis der Ober- wie der Unterseite erscheint auf Flächenschnitten von regelmässig polygonalen (meist sechseckigen) Zellen gebildet. Das Lumen jeder dieser Zellen ist auf einen relativ kleinen, abgerundeten Raum reducirt. Dieser Raum erscheint schwarz, weil das Messer die Zellen von unten her öffnete und die Lumina sich mit Luft anfüllten. Die Spaltöffnungen befinden sich auf beiden Seiten des Blattes, tiefe Grübchen führen auf dieselben hin. Diese Grübchen sind stets von vier Zellen umgeben und haben rechteckigen Contour; ein etwas vorspringender Rahmen umfasst dieselben. Will man die Schliesszellen sehen, so gilt es, den Schnitt mit der Innenseite nach oben auf den Objectträger zu legen. Die Schliesszellen sind relativ breit und kurz; in ihrem Inhalte fallen stark lichtbrechende kugelige Oeltropfen auf. Die Querschnitte stellen wir, weil die Epidermis hier sehr hart ist, lieber zwischen zwei Flaschenkorkstückchen her. Wir nehmen nicht die ganze Dicke des Blattes, heben vielmehr ein Stück Gewebe, etwa 1 *mm.* dick, von der einen Blattfläche ab. Da die Spaltöffnungen parallel zur Längsaxe des Blattes laufen, so orientiren wir das Blattstück so, dass es rechtwinklig zu dieser Axe getroffen werde. Wir führen die Schnitte von den inneren gegen die äusseren, das heisst, von den weichen gegen die härteren Gewebetheile. — Die starke Verdickung der Oberhautzellen fällt

sofort an diesen Schnitten auf (Fig. 28); diese Verdickung trifft ausschliesslich die nach aussen gekehrte Hälfte der Zelle; dem entsprechend spitzt sich das Lumen der Zelle nach aussen zu. Die verdickten Wandtheile sind weiss, stärker lichtbrechend und werden von einer noch stärker das Licht brechenden, doch nicht scharf abgesetzten Cuticula überzogen. Die seitlichen Grenzen der Zellen sind nur durch zarte Linien in der verdickten Masse, aussen durch einen schwachen Wulst markirt. Das Innere der stark lichtbrechenden Verdickungsschicht wird durch eine relativ schmale, schwächer lichtbrechende Schicht ausgekleidet (*i*). Diese umgiebt somit zunächst den kegelförmig verschmälerten Theil des Zelllumens; sie hört, sich allmählich auskeilend, gleichzeitig mit der lichtbrechenden Verdickungsschicht an den Seitenwänden auf. Diese ganzen verdickten Theile der Epidermis sehen wie ein in regelmässige Zähne geschnittener Vorhang aus. An der Stelle wo ein Grübchen sich befindet, das nach der Spaltöffnung führt, ist zunächst der Vorsprung zu constatiren, der als Rahmen das Grübchen einfasst, dann festzustellen, dass der Zahn, den die Verdickungsschichten bilden, hier einseitig halbirt ist und auch nur halbe Höhe besitzt. Die Schliesszellen zeigen oben und unten an der Spaltseite einen leistenförmigen Aufsatz, der im Querschnitt schnabelförmig erscheint. Ueber den Schliesszellen befinden sich die verdünnten Stellen der Wand als Hautgelenke. Die Athemhöhle ist schmal und tief. Häufig ist eine parallele, mehr oder weniger geneigte Streifung an den verdickten Wänden der Oberhautzellen zu beobachten, sie wird durch das Messer beim Schneiden veranlasst und kehrt nicht selten an harten elastischen Objecten in derselben Weise wieder. Ein mit Chlorzinkjodlösung behandelter Schnitt zeigt die stark lichtbrechende Verdickungsschicht gelbbraun gefärbt, dieselbe ist somit cutinisirt. Die innere Auskleidung dieser Schicht (*i*) färbt sich hingegen violett und ebenso auch die übrigen Blattgewebe. Die gelbbraune Färbung geht durch das Scharnier auf die Vorsprünge über, welche den Schliesszellen oben und unten aufsitzen. Im übrigen sind die Schliesszellen violett tingirt. Bei Behandlung mit concentrirter Schwefelsäure bleibt zunächst der ganze Theil zurück, der sich mit Chlorzinkjod gelbbraun färbt und erst nach stundenlanger Einwirkung ist auch dieser gelöst und vorhanden sind dann nur noch die zarte Cuticula und die zwischen den Oberhautzellen befindlichen feinen Mittellamellen. Die Cuticula setzt sich über die Schliesszellen bis zur Ursprungsstelle der chlorophyllhaltigen Innenzellen fort. Die

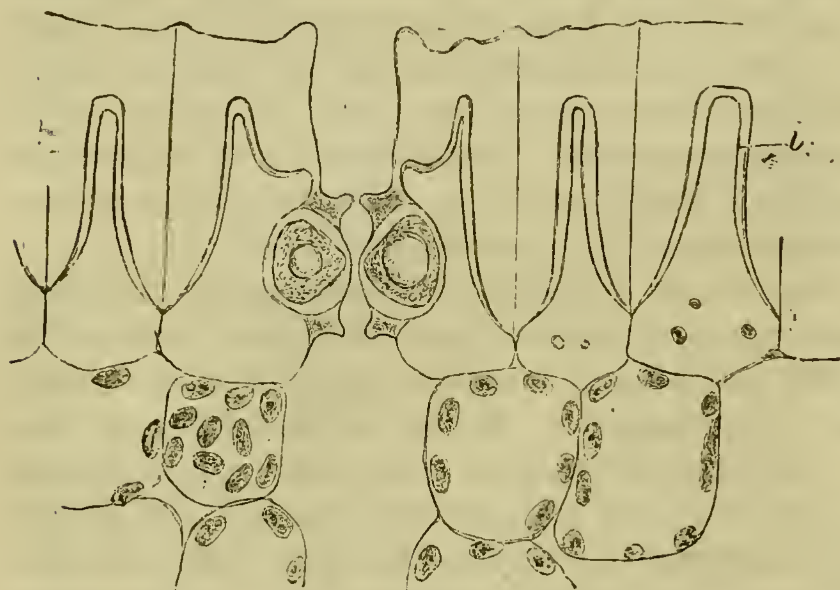


Fig. 28. Querschnitt durch die Epidermis und Spaltöffnung von Aloë nigricans. *i* innere Verdickungsschicht. Vergr. 240.

Cuticularschichten und die Cuticula nehmen in der Schwefelsäure eine braune Färbung an. Das in den Schliesszellen vorhandene Oel ballt sich bei Zutritt der Säure sofort in eine stark lichtbrechende Kugel zusammen, die nach einiger Zeit schwindet.

In der Anordnung der Spaltöffnungen innerhalb der Epidermis kommen mannigfaltige Modificationen vor. Ein ganz merkwürdiges Verhalten ist dasjenige, wo die Spaltöffnung von einer einzigen ringförmigen Oberhautszelle umfasst wird. Zu beobachten ist dieser Fall bei Aneimia fraxinifolia, einem Farnkraut, das in jedem botanischen Garten zu finden ist. Die Zellen der Epidermis haben stark welligen Umriss (Fig. 29) und gewinnen durch diese gegenseitige Verzahnung, die so häufig bei Epidermiszellen ist, an Festigkeit. Wie alle übrigen Farnkräuter führt auch Aneimia reichlich Chlorophyllkörner in der Epidermis. Hier ist somit eine solche Arbeitstheilung, wie bei den meisten Phanerogamen, nicht durchgeführt, die Epidermis gehört mit zum assimilatorischen Gewebe. Die Spaltöffnung steckt in der sie umgebenden Oberhautzelle, wie in einem Rahmen. Querschnitte (rechtwinklig zu den Seitennerven) lehren, dass sie etwas über die Fläche der Epidermis hervorragt. Dieser extreme Fall ist durch Zwischenformen, auf die wir nicht weiter eingehen wollen, mit andern weniger auffallenden, verbunden. Wir brauchen uns in der That die Spaltöffnung nur bis an die Seitenwand der sie umgebenden Oberhautzelle gerückt zu denken, damit das Ungewohnte ihrer Insertion wegfalle.

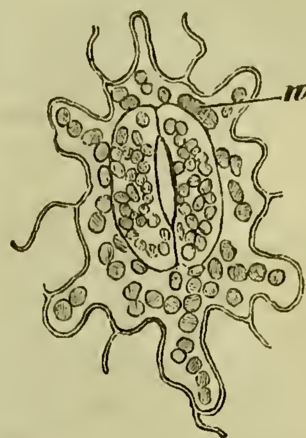


Fig. 29. Aneimia fraxinifolia. Spaltöffnung, von einer Oberhautzelle umgeben; — *n* Zellkern der Oberhautzelle. Vergr. 240.

Ein eigenthümliches Verhalten zeigt Nerium Oleander. Weder an der Oberseite noch an der Unterseite des Blattes sieht man zunächst Spaltöffnungen. Es tritt uns vielmehr übereinstimmend auf beiden Seiten eine relativ kleinzellige Epidermis entgegen, die namentlich an der Unterseite mit kurzen, fast bis zum Schwinden des Lumens verdickten, einzelligen Haaren besetzt ist. An der Unterseite des Blattes fallen uns aber weiter grössere oder kleinere Vertiefungen auf, die mit Luft erfüllt sind und an ihrem Rande mit kurzen, den vorerwähnten gleichgestalteten, doch schwächer verdickten Haaren besetzt sind. Diese Haare schliessen, in einander greifend, die Höhlung nach aussen ab. Ein zweiter Flächenschnitt von der Unterseite des Blattes, von derselben Stelle entnommen, an der zuvor schon die Epidermis entfernt wurde, lässt uns stellenweise einen Einblick in die Tiefe der Höhlungen gewinnen. Hierzu ist übrigens nöthig, dass unter der Luftpumpe, oder durch Eintauchen der Schnitte in Alcohol, die Luft aus den Höhlungen zuvor entfernt werde. Da zeigt es sich, dass von den Wänden der Höhlung aus kleine, kegelförmige Erhebungen, deren Scheitel von einer Spaltöffnung gebildet wird, hervorragen. Die Seitenwände der kleinen Kegel bestehen aus Oberhautzellen, die eine bis an die Spaltöffnung reichende Athemhöhle zwischen sich lassen. Zwischen den spaltöffnungtragenden Kegeln entspringen den Wänden der Höhlung dieselben Haare, die wir an deren Rande gesehen.

Wir wollen uns jetzt an einem besonders günstigen Objecte auch die Wasserporen oder Wasserspalten ansehen. Dieselben zeigen den gleichen Bau wie die Luftspalten, die wir kurz als „Spaltöffnungen" bezeichnet haben, nur sind sie grösser, der Spalt nebst angrenzendem Intercellularraum (Athemhöhle) wenigstens zeitweise mit Wasser erfüllt. Die Schliesszellen dieser Wasserspalten dürften von Anfang an unbeweglich sein, sterben rasch ab und verlieren dann für alle Fälle ihre Beweglichkeit. Das günstigste Object für das Studium dieser Wasserporen ist Tropaeolum majus. Die Wasserspalten befinden sich an der Oberseite des Blattes und zwar über den Enden der Hauptnerven. Hier pflegt der Blattrand eine kleine Vertiefung zu zeigen. Man kann die Wasserspalten schon annähernd sehen, wenn man ein entsprechendes Stück des Blattes seiner ganzen Dicke nach, unter Wasser, mit Deckglas überdeckt, ins Gesichtsfeld des Mikroskops bringt. Die Einzelheiten werden freilich erst auf Flächenschnitten kenntlich, die man von der betreffenden Stelle des Blattrandes darstellt. Eine Wasserspalte präsentirt sich dann so, wie die obenstehende Fig. 30. Der Inhalt der Schliesszellen war in diesem Falle bereits auf ein Minimum reducirt. Man findet stets mehrere Wasserspalten in geringer Entfernung von einander.

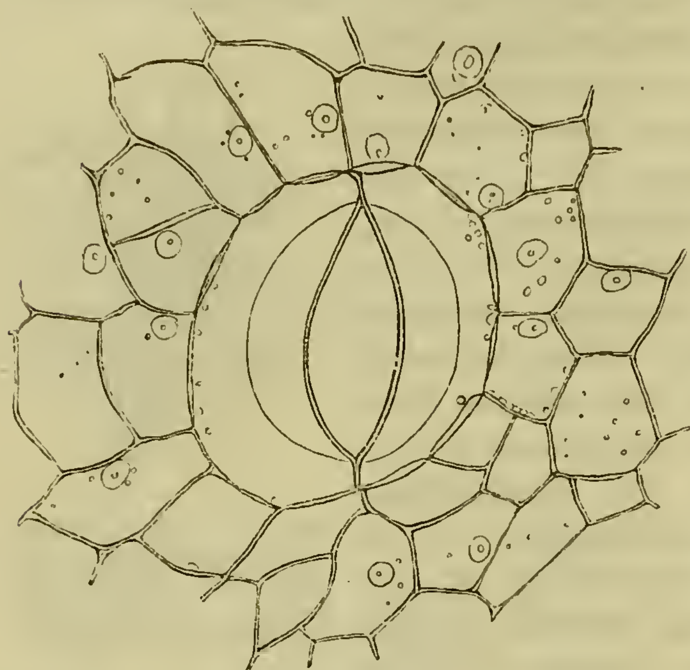


Fig. 30. Wasserspalte vom Blattrande von Tropaeolum majus, nebst angrenzenden Epidermiszellen. Vergr. 240.

Anmerkungen zum VI. Pensum.

[1]) Strasburger, Jahrb. f. wiss. Bot. V., pag. 297; de Bary, vergl. Anat. pag. 32 u. ff., 70 u. ff.; Schwendener, Monatsber. d. kgl. Akad. d. Wiss. in Berlin, 1881. pag. 833. An den beiden erstgenannten Orten die übrige Litteratur.

[2]) Westermaier, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XIV, pag. 43.

VII. Pensum.

Epidermis, Haare. Schleim und Wachs.

Wir kennen bereits die Wurzelhaare von Hydrocharis morsus ranae und können, da es sich bei Wurzelhaaren stets um ähnliche, einzellige Schläuche handelt, von einer weiteren Untersuchung derselben absehen. Wir haben auch die zu kegelförmigen Papillen verlängerten Epidermiszellen zahlreicher Blumenblätter (Tropaeolum, Rosa) gesehen; so auch

die einen Faden bildenden, tonnenförmig angeschwollenen Zellen der Staubfäden-Haare von Tradescantia (Fig. 15); endlich auch die aus vielzelligem Grunde in einen einfachen, sich zuspitzenden Faden übergehenden Haare von Cucurbita.

Die Pflanzenhaare sind uns somit aus mehrfacher Anschauung bereits bekannt, doch gilt es, unsere Erfahrung in entsprechender Weise noch zu vervollständigen.[1])

Sehr mannigfaltige Formen einzelliger, vielfach verzweigter Haare treten uns auf den Blättern und Stengeln der Cruciferen entgegen. Beim Goldlack (Cheiranthus Cheiri) sieht man an Blättern und Stengeln spiessförmige Gebilde (Fig. 31, *A*) mit engem, gegen die beiden Enden zu obliterirendem Lumen. Diese einzelligen Spiesse sind an ihrer Aussenfläche mit Höckern besetzt und zwar mit weniger zahlreichen grösseren und dazwischen mit zahlreicheren kleinen. Da die Spiesse alle parallel zur Längsaxe des Blattes gerichtet sind, so ist es relativ leicht, einen guten Querschnitt durch dieselben zu bekommen. Es gilt freilich die Insertionsstelle eines Haares in mittlerer Länge zu treffen und muss man daher zahlreiche Schnitte ausführen, um die Chancen des Gelingens zu erhöhen. Dann sieht man (Fig. 31 *B*), dass die Insertionsstellen der Haare etwas vertieft liegen und dass die Epidermiszelle die sich draussen zum Haarkörper ausweitet, schmäler als ihre Nachbarinnen ist, dass sie sich am Grunde, etwas anschwellend, abrundet und tiefer in das angrenzende Gewebe reicht. Sie bildet den „Fuss“ des Haares. Längsschnitte durch das Blatt lehren, dass der Fuss in der Längsrichtung des Blattes nicht breiter als in der Querrichtung ist; man stellt deutlich fest, dass sich das Lumen des Fusses ohne Abgrenzung in das Lumen des Körpers fortsetzt. Von der Gestalt des Fusses erhält man ein noch vollständigeres Bild, wenn man einen dünnen Flächenschnitt mit der Unterseite nach oben legt. Der Fuss ist kreisrund im Querschnitt. Auch fällt es jetzt auf, dass die chlorophyllhaltigen Zellen des Blattgewebes, radial, ohne Lücken an den unter der Epidermis vorspringenden, etwas erweiterten Theil des Fusses ansetzen.

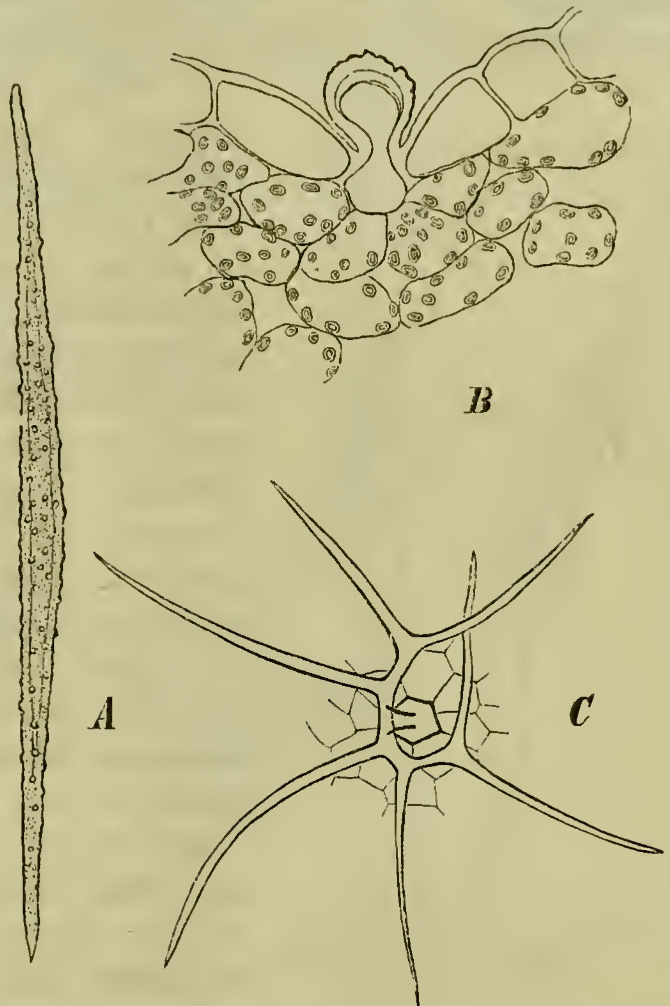


Fig. 31. *A* und *B*. Von der Blattunterseite von Cheiranthus Cheiri. *A* Das Haar von oben. Vergr. 90; *B* im Querschnitt. Vergr. 240. *C* Von der Blattunterseite von Matthiola annua, Haar von oben. Vergr. 90.

Der in botanischen Gärten nicht selten cultivirte Cheiranthus alpinus verhält sich wie Cheiranthus Cheiri, nur dass der Körper einzelner

Haare sich an einem oder auch an beiden Enden gabelig theilen kann. Dadurch bekommt man dann Haare mit drei oder vier Fortsätzen, die alle parallel zur Blattfläche ausgebreitet sind.

Wiederholt verzweigt in einer Ebene sind die Haare auf den Blättern und Stengeln von Matthiola annua (Fig. 31 *C*). Diese Haare sitzen, besonders auf der Blattunterseite, so dicht, dass ihre Zweige in einander greifen. Das Lumen des Haarkörpers ist in Folge der starken Verdickung der Wände fast obliterirt. Höcker auf der Oberfläche sind kaum entwickelt. Sehr instructiv ist die Ansicht der Epidermis von innen aus, denn sie zeigt eine nicht unbedeutende Anschwellung des kugeligen Haarfusses und eine besonders schöne, radiale Gruppirung der chlorophyllhaltigen Blattzellen um denselben.

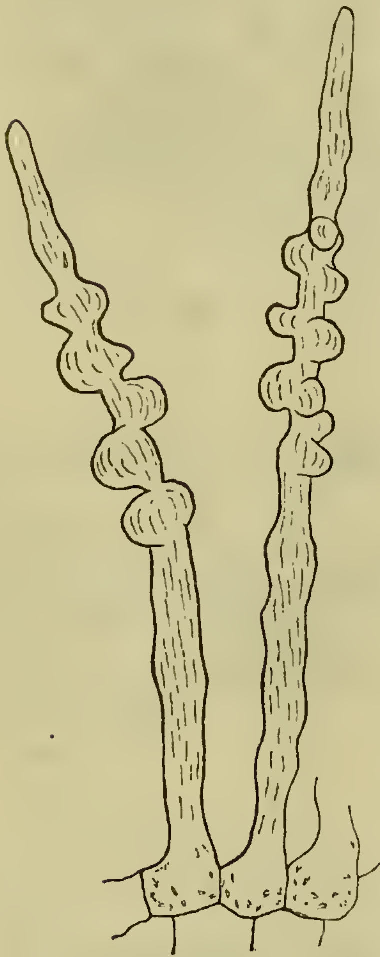


Fig. 32. Haare aus der Rinne des unteren Kronenblattes von Viola tricolor. Vergr. 240.

Sehr eigenthümlich gestaltet sind die einzelligen, langen Haare (Fig. 32) in der Rinne des unteren, spornartig verlängerten Blumenblattes von Viola tricolor. Man bekommt sie sehr gut zu sehen, wenn man Querschnitte durch das untere Kronenblatt, dicht unter der Stelle ausführt, wo es sich rinnenförmig zusammenlegt. Die betreffenden Epidermiszellen wachsen fast in ihrer ganzen Breite zu einem Haare aus. Dieses ist mit unregelmässigen, knorrigen Auftreibungen bedeckt. Die Cuticula des Haares zeigt longitudinal vorspringende Leisten. Der Zellsaft ist farblos, doch sind gelbe Farbkörper öfters im Wandplasma vorhanden.

Die Filamente der Staubblätter in den Blüthen von Verbascum nigrum sind mit einzelligen, violetten Haaren bedeckt. Um sie zu untersuchen, entferne man die Anthere vom Filament und zerrupfe letzteres mit Nadeln in einem Wassertropfen, auf dem Objectträger. Die Haare sind sehr lang, an der Spitze keulenförmig angeschwollen, mit violettem Zellsaft. Die Oberfläche des Haares ist mit länglichen Höckern bedeckt, die in mehr oder weniger regelmässigen Spiralen aufsteigen.

Verzweigte mehrzellige Haare finden wir bei derselben Pflanze an der Unterseite und den Rändern der Blumenkrone. Von oben gesehen haben diese Haare eine gewisse Aehnlichkeit mit denjenigen von Matthiola, doch entspringen hier alle Zweige aus gemeinsamem Mittelpunkt und ist jeder Zweig eine für sich abgeschlossene Zelle. Auch breiten sich die Zweige nicht in einer Ebene aus, steigen vielmehr unter unbestimmten Winkeln auf. Ihre Wände sind eben so stark verdickt wie bei Matthiola; äussere Vorsprünge fehlen. Die Haare am Blattrande präsentiren sich in Seitenansicht. Der Haarkörper ist durch eine Scheidewand von der ihn tragenden Epidermiszelle abgegrenzt. Er besteht aus einem, fast stets einzelligen Stiel und den diesem aufsitzenden Zweigen. Es kommen geringe Abweichungen von dem geschilderten Verhalten vor, die keiner weiteren Erklärung bedürfen. Ausser

diesen verzweigten Haaren trägt der Rand der Blumenkrone auch noch kleine Drüsenhaare. Diese besitzen einen zwei- bis dreizelligen Stiel und ein abgeflachtes Köpfchen, das hin und wieder von einer stark lichtbrechenden Substanz am Scheitel bedeckt ist. Diese letztere wollen wir aber nicht hier, sondern an einem anderen, günstigeren Objecte studiren.

Man braucht sich die vielzelligen, verzweigten Haare von Verbascum nigrum nur einige Male aufeinandergesetzt zu denken, um die Haare zu erhalten, welche den Filz auf den Blättern von Verbascum thapsiforme bilden. Es giebt bis zu fünf Etagen hohe Haare, jede Etage ist von der vorhergehenden durch ein einzelliges Glied getrennt, das die Hauptaxe des Haares fortsetzt. Die Zellen dieser Haare sind grösstentheils mit Luft erfüllt. Am besten stellt man hier Querschnitte durch die Mittelrippe des Blattes dar.

In dieselbe Kategorie wie die verzweigten Haare der Blumenblätter von Verbascum gehören die Schuppen von Shepherdia canadensis.

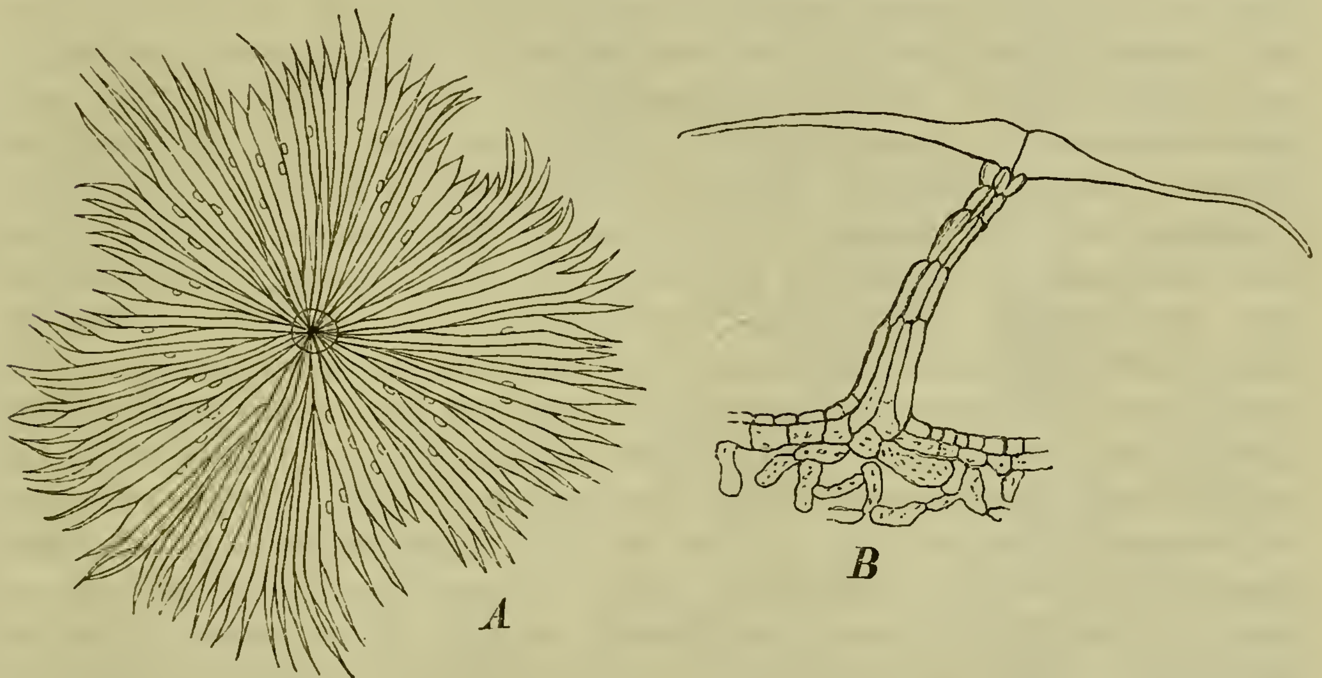


Fig. 33. Schuppen von der Blattunterseite von Shepherdia canadensis. *A* von der Fläche; *B* im Querschnitt. Vergr. 240.

Wir finden an der Unterseite des Blattes, schon mit der Lupe unterscheidbare, lockerer gebaute weisse und dichter gebaute braune (Fig. 33 *A*) Sterne. An der Oberseite des Blattes sind nur die weissen Sterne und zwar in geringerer Anzahl zu finden. Die Zellen der lockeren, weissen Sterne führen, wie die mikroskopische Untersuchung lehrt, nur Luft; sie entspringen einem gemeinsamen Mittelpunkte, sind aber seitlich von einander getrennt. Auf der Oberseite des Blattes halten sie sich nicht in einer Ebene, strahlen vielmehr morgensternartig nach allen Richtungen aus. Die Zellen der braunen Sterne sind bis fast an den Rand mit einander verbunden und mit lebendem Inhalt versehen; die Zellkerne in ihrem Innern lassen sich unschwer nachweisen. Ein Querschnitt durch das Blatt zeigt, wo er einen braunen Stern richtig traf (Fig. 33 *B*), dass der Stiel desselben vielzellig ist, und dass nicht allein die Epidermis, vielmehr auch die nächstfolgende Zellschicht in denselben übergeht. Der Stiel trägt oben die sternförmige einschichtige, doch vielzellige Ausbreitung.

Falls Shepherdia canadensis nicht zur Verfügung steht, kann Eleagnus angustifolia bis zu einem gewissen, Maasse dieselbe vertreten. Hier sind an der Blattunterseite nur die weissen, lufthaltigen Schuppen vorhanden. Die Scheibe besteht aus seitlich isolirten oder auch fast bis an den Rand verwachsenen Zellen.

Wir stellen jetzt einen Längsschnitt durch den Stengel einer Rose, vielleicht Rosa semperflorens der Gärten her und zwar an einer Stelle, der ein Stachel aufsitzt. Wir suchen den Stachel möglichst median zu halbiren und dann einen dünnen Schnitt zu bekommen. Letzteres ist hier freilich nicht ganz so leicht. Beim Schneiden dürfen wir es nicht versäumen, die Schnittfläche mit Wasser zu befeuchten. An einem gelungenen Schnitte kann man feststellen, dass die Epidermis des Stengels sich auf den Stachel fortsetzt. Die Zellen derselben verdicken sich gleichzeitig stärker und strecken sich in die Länge. Auf die Epidermis folgen im Stachel enge, ziemlich stark verdickte und weiterhin ebensolche, weitlumigere Zellen. Letztere füllen den ganzen mittleren Theil des Stachels aus. Alle diese Zellen sind feinporig. Die Epidermis des Stengels wird durch eine wechselnd starke Lage ziemlich stark verdickter, gestreckter, mit schrägen Wänden aufeinanderstossender, chlorophyllloser Zellen von dem chlorophyllhaltigen inneren Gewebe getrennt. Diese chlorophylllosen Zellen sind gleichen Ursprungs mit denjenigen, die das innere Stachelgewebe bilden. Die Gewebselemente des Stachels sind aber von dem chlorophyllhaltigen Gewebe des Stengels durch einen flachzelligen Gewebestreifen getrennt. Dieser Gewebestreifen geht durch Theilung aus der untersten Lage des Stachelgewebes hervor, er folgt nur kurze Zeit dem chlorophyllhaltigen Gewebe des Stengels und wendet sich hierauf gegen die Epidermis, um die Ränder der Stachelbasis seitlich auch gegen das chlorophylllose Gewebe des Stengels abzugrenzen. Es ist das eine Korkschicht, nächst deren Aussenfläche, durch Vermittlung einer Trennungsschicht, an älteren Stengeltheilen die Ablösung des Stachels erfolgt. Zuvor schon gelingt es den Stachel, längs der Innenfläche der Korkschicht annähernd glatt vom Stengel abzubrechen.

Wählt man einen Stachel am Blattstiel zur Untersuchung, so findet man ihn nicht anders als wie am Stengel gebaut, doch fehlt an dessen Grunde die Korkschicht.

Bei Durchmusterung des an den Stachel anstossenden Rindengewebes der Rose dürfte die Anwesenheit von Krystallen in den Zellen auffallen. Es sind das auch hier Krystalle von oxalsaurem Kalk, denn sie werden in Essigsäure nicht gelöst, eben so wenig in Kalilauge, lösen sich hingegen ohne Gasentwicklung in Salzsäure. Sie haben hier entweder die Gestalt monoklinischer Säulen oder Drusen. Diese letzteren bestehen aus einer grossen Anzahl Krystalle, die einem ursprünglichen Krystalle aufgelagert sind. Die Drusen fallen durch ihre Grösse und morgensternförmige Gestalt ganz besonders auf.

Um die Brennhaare der zweihäusigen Nessel (Urtica dioica) unversehrt zu bekommen, müssen wir sie den jüngeren Theilen der Pflanze entnehmen. Am besten dürfte es sein, sich an die Rippen junger, lebens-

kräftiger Blätter zu halten. Man löst das Haar, das mit dem blossen Auge sichtbar ist, unterhalb seiner Einfügungsstelle mit dem Rasirmesser ab und untersucht es in Wasser. War das Haar bereits abgestorben, so findet man Luft in seinem Innern und ist dann auch dessen Spitze nicht mehr intact. Ein unversehrtes Haar präsentirt sich so, wie die tieferstehende Figur 34. Das Haar ist einzellig, scharf zugespitzt, an der Spitze zu einem kleinen Knöpfchen angeschwollen. Am Grund erweitert sich das Haar kolbenförmig, und ist der so gebildete Bulbus in einen Becher eingesenkt, der vom Gewebe des Blattes gebildet wird. Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, entspringt dieses Haar nur einer einzigen Epidermiszelle, die in gleicher Höhe mit ihren Nachbarinnen liegt, hierauf erst wird der stark anschwellende Fuss des Haares auf einer Gewebesäule emporgehoben, die von Epidermis überzogen und vom hypodermalen Gewebe in ihrem Innern gebildet ist. Im Haare selbst ist Protoplasmaströmung zu beobachten. Der Zellkern befindet sich meist innerhalb des Bulbus auf Plasmafäden suspendirt. Die Cuticula zeigt schräge Leisten, die hier bei allen Haaren in derselben Richtung aufsteigen. Die Wandung des Haares ist verkieselt, wie sich das leicht durch Glühen auf einem Glimmerplättchen feststellen lässt. Man findet, wie schon erwähnt, öfters Haare mit abgebrochener Spitze. Diese Spitze dringt bei unvorsichtiger Berührung der Haare in die Haut ein und da sie sehr spröde ist, bricht sie dort ab, wobei der stark saure Saft in die Wunde fliesst und eine schwache Entzündung verursacht. — Auf demselben Epidermisstückchen, neben den Brennhaaren, sehen wir auch kleine einzellige Borsten (vergl. Fig. 34); letztere sind durch die starke Verdickung ihrer Wand und die feine Zuspitzung ausgezeichnet. Ebensolche Borsten finden wir am Blattrande. Hierzu genügt es, ein Stück Blatt in Wasser unter das Deckglas zu bringen. Die Borste kann an älteren Blättern fast zum Schwinden ihres Lumens verdickt sein; ihre Oberfläche ist mit kleinen Höckern bedeckt.

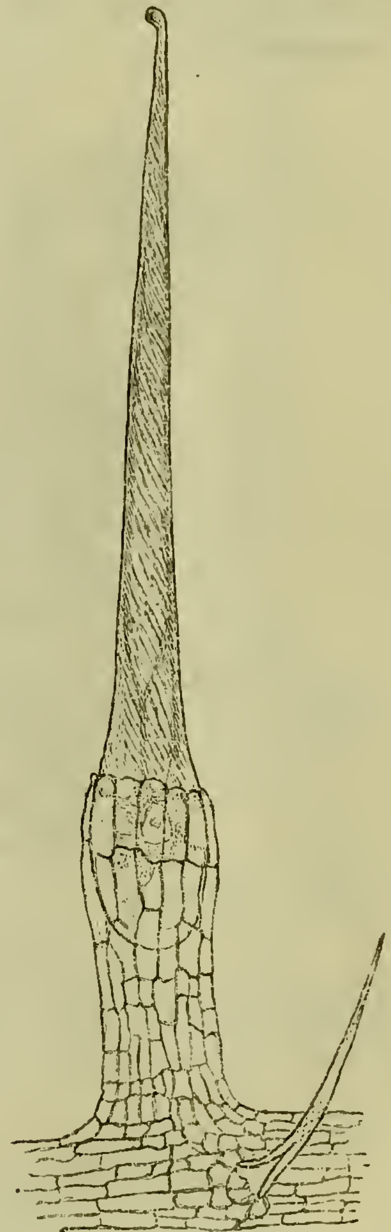


Fig. 34. Brennhaar von Urtica dioica nebst einem Stück Epidermis, auf dieser eine kleine Borste. Vergr. 60.

Drüsenhaaren sind wir bereits am Blumenblattrande von Verbascum nigrum begegnet, wir wollen dieselben unter günstigeren Bedingungen bei Primula sinensis studiren. Wir stellen zu diesem Zwecke Querschnitte durch einen Blattstiel her. Der Haarkörper ist von der epidermoidalen Fusszelle durch eine ausserhalb der Epidermis stehende Querwand abgegrenzt und bildet einen Zellfaden, der aus meist zwei (doch auch mehr) längeren und zugleich weiteren Zellen und einer (selten zwei) schmäleren und auch kürzeren Zelle besteht. Diese letzte Zelle trägt das kugelrunde

Köpfchen. Diesem sitzt aber, in grösserer oder geringerer Mächtigkeit, eine Kappe aus stark lichtbrechender, harziger, gelblicher Substanz auf. Die Secretion findet zwischen Cuticula und Zellmembran statt. Die Cuticula wird abgehoben, gedehnt und schliesslich zersprengt, worauf sich das Secret über den oberen Theil des Haares ergiesst. Zusatz von Alcohol entfernt das Secret, worauf die abgehobene, sich in Falten legende Cuticula sehr gut zu sehen ist. — Die Zellen des Haares zeigen ein schönes Netz aus Protoplasma mit suspendirtem Zellkern, in welchem ein grosses Kernkörperchen liegt. Dem Wandplasma sind kleine Chlorophyllkörner eingebettet.



Fig. 35. Drüsenzotte von der Ochrea von Rumex Patientia. Vergr. 240.

Sehr schön sind „Drüsenzotten" (Colleteren) auf den häutigen Verlängerungen (Ochreae) der Blattscheiden von Rumex Patientia zu beobachten. Die von den Zotten gelieferten Secretmassen sind hier so bedeutend, dass man bei feuchtem Wetter die Stengelspitzen und jungen Blätter ganz von Schleim bedeckt findet. Man kann die häutigen Ochreae direct in Beobachtung nehmen, wobei sie mit der Innenseite nach oben gekehrt werden müssen. Die Zotten fallen bei Durchmusterung des Präparats als Blättchen auf (Fig. 35). Diese Blättchen entspringen mit kurzem, einzelligen Fuss einer kleinen Oberhautzelle. Auf die eine Zelle folgen zwei, auf diese meist vier Zellen, die in der Richtung der Längsaxe des Blättchens gestreckt, sich in mehreren Etagen wiederholen. Auf den nach Aussen gekehrten Wänden der Zellen der Zotte sieht man oft blasenförmige Auftreibungen, die bald einen Theil, bald die ganze Wand einer Zelle einnehmen. Auch hier wird somit der Schleim zwischen Cuticula und der übrigen Zellhaut gebildet und hebt die Cuticula ab. Die Blase öffnet sich schliesslich und entlässt den Schleim. Dieser nimmt mit Jod keinerlei Färbung an, ebensowenig mit Chlorzinkjod; im Wasser quillt er zu vollkommen klarer Lösung auf und verhält sich wie ein gummiartiger Körper. Die Zellen der Zotten sind reich an protoplasmatischem Inhalt, ihre Zellkerne deutlich. Mit Rosanilinviolett nehmen die Zotten eine intensiv violette Färbung an, die Schleimmasse wird blassroth. Wässriges Nigrosin tingirt den Schleim stahlblau, ohne die Zotten zu färben.

Besonders interessant in ihrem Baue sind die auch als Digestionsdrüsen und Tentakeln bezeichneten Drüsenhaare von Drosera rotundifolia. Sie entspringen als fadenförmige Gebilde dem Blattrande und der

ganzen oberen Fläche des Blattes. Die Fäden (Fig. 36) verjüngen sich in ihrem Verlauf ein wenig und schwellen an ihrem Ende eiförmig an. Der Faden besteht aus zarten, in der Längsrichtung gestreckten Zellen; die stärkeren Fäden werden im Innern von einer oder von einigen, schraubenförmig verdickten Röhren, den Schraubengefässen, durchzogen. Die radiale Streckung der Epidermis des Fadens zur Bildung der Köpfchen, die fächerförmige Anordnung der Elemente dieser Epidermis und deren Vermehrung bis auf drei Schichten, sind am besten aus dem optischen Durchschnitt des Objectes (Fig. 36) zu ersehen. Die Zahl der schraubenförmig verdickten Zellen wird grösser im Köpfchen; alle Zellen, welche innerhalb der durch Theilung der Epidermiszellen gebildeten Hülle liegen, nehmen die schraubenförmige Verdickung an. Die Insertionsstelle des Fadens, richtig getroffen, zeigt, dass nicht allein die Epidermis, sondern auch das innere Gewebe des Blattes sich in denselben fortsetzt. — Diese Digestionsdrüsen sondern ein schleimiges Secret aus, welches, einem Thautropfen gleich, am Köpfchen haftet, aber nicht unter der Cuticula entsteht, vielmehr an der freien Oberfläche derselben austritt. An diesem Schleimtropfen bleiben kleine Insekten kleben, ersticken in dem secernirten Schleime und werden durch eine entsprechende Krümmung der Digestionsdrüsen nach der Blattmitte transportirt. Jetzt neigen auch die anderen Digestionsdrüsen über dem Insektenkörper zusammen und berühren ihn mit ihren Köpfchen. Hierauf ändert sich die chemische Beschaffenheit des Sekrets, es tritt in demselben eine freie Säure und ein dem Pepsin ähnliches Ferment auf und diese sind befähigt, die im Körper des Insektes befindlichen Eiweisskörper langsam zu verdauen. Die gelösten Substanzen werden in die Pflanze aufgenommen.

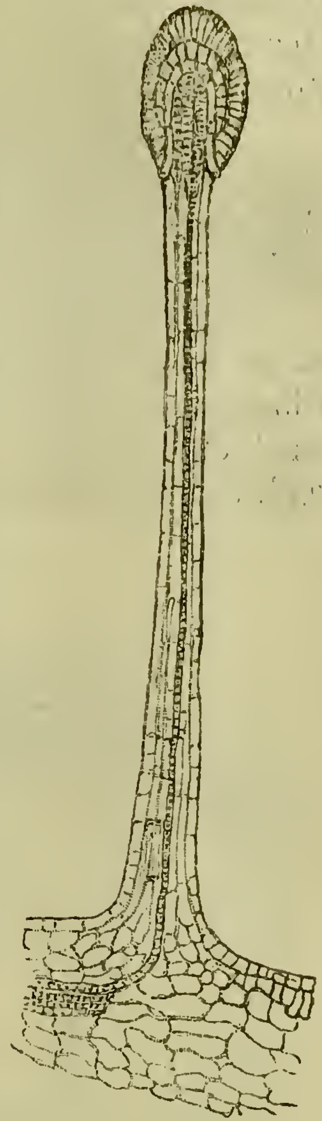


Fig. 36. Digestionsdrüse von Drosera rotundifolia. Vergr. 60.

Ein Querschnitt durch eine Winterknospe der Rosskastanie (Aesculus Hippocastanum) zeigt uns den Deckschuppen aufsitzende, knopfförmige Drüsenzotten (Fig. 37). Die mittleren Deckschuppen der Knospe tragen Zotten auf beiden Seiten, an den äusseren findet man sie mehr auf der inneren, an den inneren mehr auf der äusseren Fläche. Der Bau der Zotten ergiebt sich aus der Figur, sie zeigen eine mittlere Zellreihe, die sich nach oben zu theilt und von der die secernirenden Zellen ausstrahlen. Das Bild giebt die Drüse im Längsschnitt. Die Cuticula wird durch das sich bildende Secret abgesprengt und dieses ergiesst sich zwischen die Deckschuppen, die-

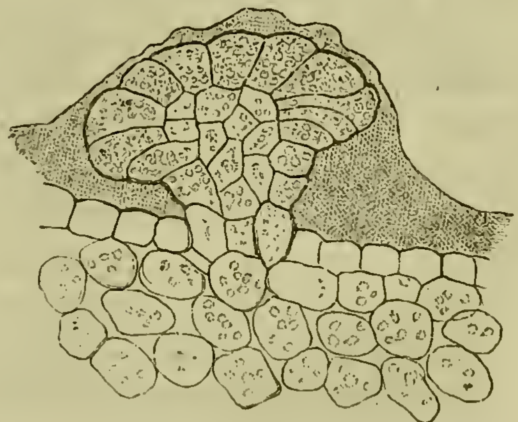


Fig. 37. Drüsenzotte an einer Deckschuppe der Winterknospe von Aesculus Hippocastanum, von Secret umgeben. Vergr. 240.

selben überziehend und verklebend. Dieses Secret besteht aus einem Gemenge von Gummi und Harz. Im Wasser sieht man die im Harz vertheilten Gummitröpfchen quellen, während andererseits bei Zusatz von Rosanilinviolett die Harzmasse sich schön blau färbt. Der Inhalt der Zotten wird auch hier roth.

Wir sind bereits an einem Objecte (Iris florentina) auf den feinkörnigen Wachsüberzug aufmerksam geworden, der die Aussenfläche der Epidermis bedeckte; wir wollen noch speziell auf diesen Punkt hin einige andere Pflanzen untersuchen.

Sehr geeignet hierfür ist Echeveria globosa, die jetzt in Gärten so oft zu „Teppichbeeten" verwendet wird. Der Wachsüberzug giebt der Pflanze ein „bereiftes" oder „glaukes" Aussehen. Dieser Wachsüberzug lässt sich leicht vom Blatte herunterwischen. Oberflächenansichten der Epidermis zeigen uns zu einer netzförmigen Kruste verschmolzene Körner. Gehäufte, kurze Stäbchen sehen wir, als Wachsüberzug, in leicht zu beobachtender Form, auf Flächenansichten der Epidermis von Eucalyptus globulus.

Das schönste Object ist das in Gewächshäusern jetzt so häufig cultivirte Zuckerrohr (Saccharum officinarum). Hier tritt uns der Wachsüberzug in Gestalt langer, an den Enden oft lockig gekrümmter Stäbchen entgegen. Man stelle die Oberflächenschnitte von den Knoten des Stengels, die durch ihr glaukes Aussehen auffallen, her. Da viel Luft zwischen den Stäbchen haftet, so tauche man den Schnitt für kurze Zeit in kalten Alcohol ein. Jetzt lässt sich derselbe leicht untersuchen. — Schwer hingegen ist es, einen guten Querschnitt mit noch anhaftenden Stäbchen zu bekommen. Die Figur 38 führt einen solchen vor. Die Stäbchen stehen dicht gedrängt neben einander, die schon angeführten Krümmungen vielfach zeigend. — Wird ein Flächenschnitt in die Nähe einer Flamme gebracht, so zeigen sich unter dem Mikroskop die Stäbchen geschmolzen. Die Nadeln verschwinden in heissem Alcohol.

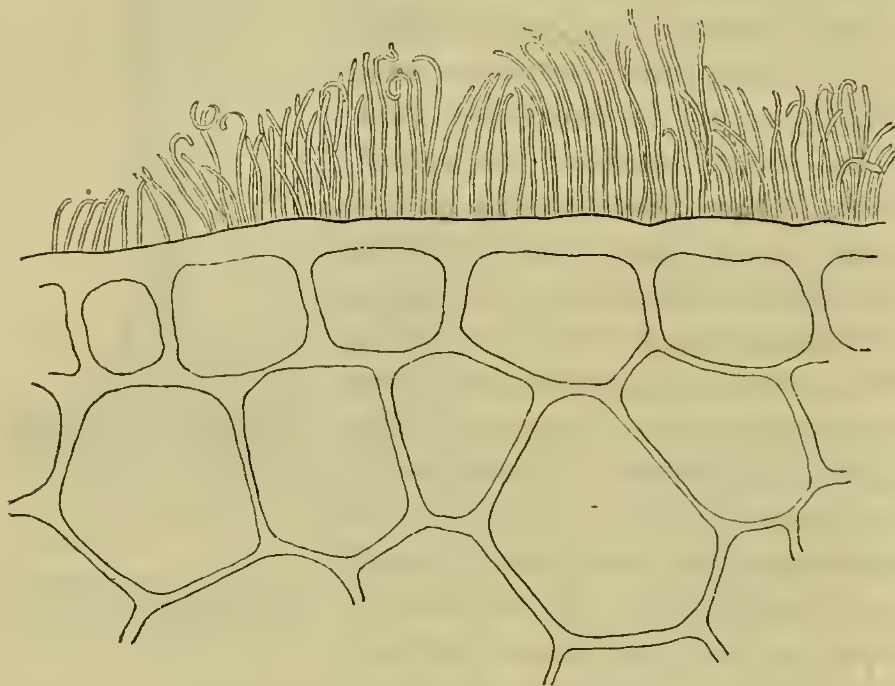


Fig. 38. Querschnitt durch einen Stengelknoten von Saccharum officinarum, mit stäbchenförmigem Wachsüberzug. Vergr. 540.

Anmerkung zum VII. Pensum.

[1]) Vergl. hierzu in de Bary's Vergl. Anat. die §§ 10, 13, 16 u. ff. und dort auch die Litteratur.

VIII. Pensum.

Geschlossene, collaterale Gefässbündel.

Ein sehr günstiges Object, um den Bau der collateralen, geschlossenen Gefässbündel[1]) der Monocotyledonen kennen zu lernen, ist der Stengel von Zea Mais. Wir wollen Material untersuchen, das längere Zeit in Alcohol gelegen hat, um uns auch über den Inhalt der Zellen leichter unterrichten zu können. Wir führen zunächst einen Querschnitt aus, wobei

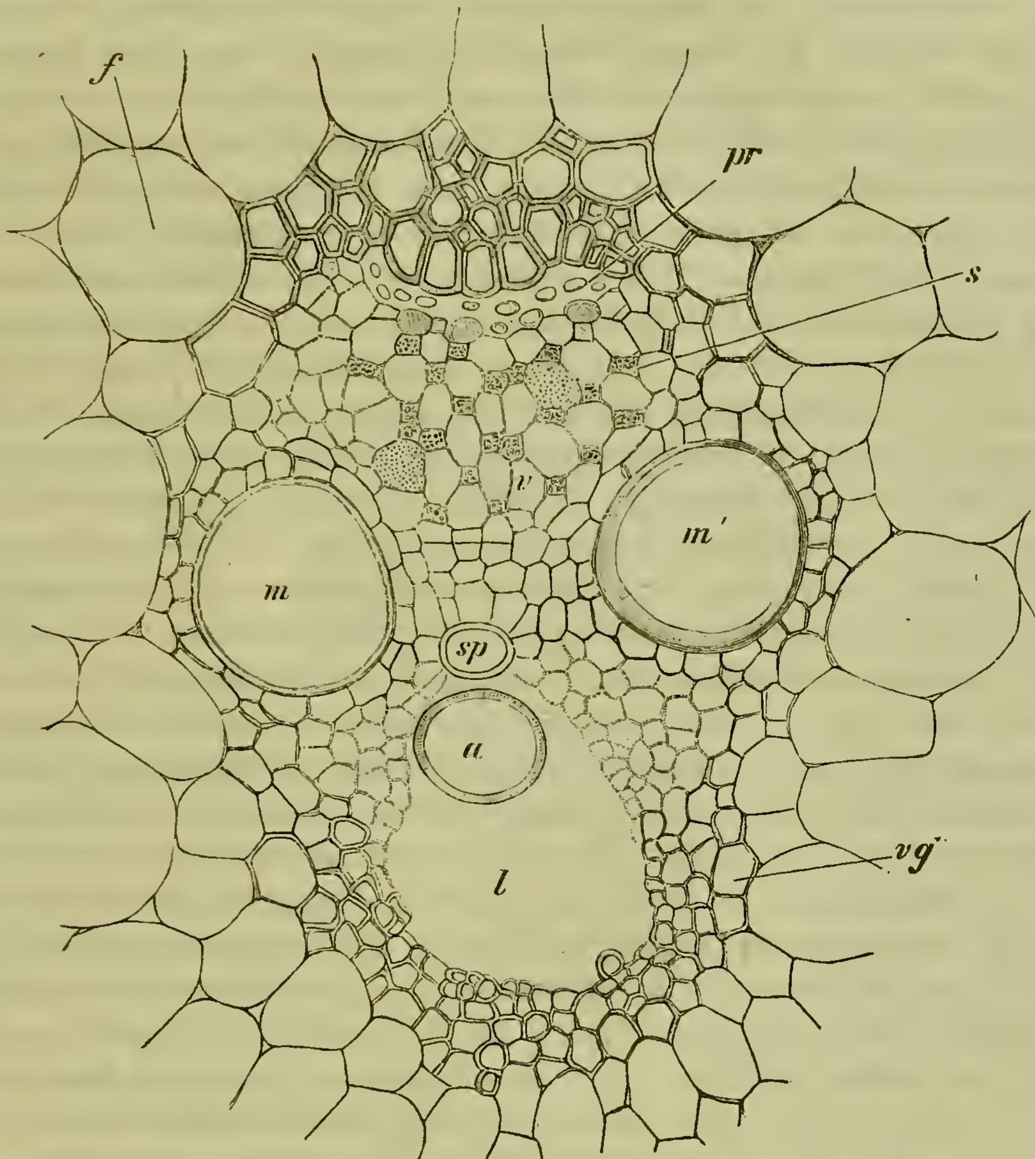


Fig. 39. Querschnitt durch die Gefässbündel aus den inneren Theilen des Stengels von Zea Mais. *a* Glied eines Ringgefässes, *sp* Schraubengefäss, *m* und *m'* unbehöft getüpfelte Gefässe, *v* Siebröhre, *s* Geleitzellen, *pr* zerquetschte Protophloëmelemente, *l* Intercellulargang, *vg* Scheide. Vergr. 180.

wir achten, dass er im Verlauf eines Internodiums und nicht eines Knotens falle. Wir erleichtern uns das Verständniss des Bildes dadurch sehr, dass wir den Schnitt gleich in einen Tropfen Chlorzinkjodlösung einlegen. Es tritt alsbald Färbung des Schnittes ein und die einzelnen Gefässbündel treten scharf, auch für das blosse Auge, hervor. Legen wir den Objectträger auf eine weisse Unterlage, so können wir uns in einfachster Weise über die „zerstreute" Anordnung der Gefässbündel, wie sie den monocotyledonen Pflanzen eigen ist, orientiren. Es fällt auf, dass die Gefäss-

bündel nach der Peripherie des Stengels zu dichter gedrängt stehen. Jeder Gefässbündelquerschnitt zeichnet sich als ovaler Fleck, das Gewebe, in dem diese Bündel eingebettet sind, ist das Grundgewebe. Eine Sonderung des Grundgewebes in Mark und Rinde ist bei zerstreuter Stellung der Bündel nicht vorhanden. — Wir suchen uns jetzt unter dem Mikroskop bei schwacher Vergrösserung eine Stelle des Schnittes zu näherer Untersuchung aus. Wir wählen ein Gefässbündel, das nicht zu nahe der Peripherie liegt, weil, in der Nähe der letzteren, der Bau vieler Bündel vereinfacht wird und Verschmelzungen unter denselben vorkommen. Für alle Fälle haben wir uns aber genau darüber zu orientiren, nach welcher Richtung die Oberfläche des Stengels liegt, damit wir wissen, welches der innere und welches der äussere Rand des Bündels ist. Das Bündel, das wir ausgewählt, möge etwa wie die umstehende (Fig. 39) aussehen. Es fällt uns zunächst die Scheide auf, die das Gefässbündel umgiebt und durch Chlorzinkjodlösung rothbraune Färbung angenommen hat (*vg*). Sie besteht aus stark verdickten und verholzten Sklerenchymzellen und hat sich deshalb in der oben bezeichneten Weise gefärbt. Sie ist stärker an dem Innen- und dem Aussenrande des Gefässbündels entwickelt, schwächer an dessen Flanken. Weiter sehen wir, von innen nach aussen im Bündel fortschreitend, einen Intercellulargang (*l*), der von engen, nur schwach verdickten, trotzdem gelb durch die Chlorzinkjodlösung gefärbten Zellen umgeben ist. In diesen Intercellularraum ragt ein Ring (*a*) hinein, der zu einem durch Streckung meist zerrissenen Ringgefässe gehört. Auch der Intercellulargang ist durch Zerreissung von Zellen entstanden. Einen solchen Entstehungsmodus nennen wir den lysigenen, während dort, wo es sich nur um ein Auseinanderweichen der Gewebeelemente handelt, der Vorgang ein schizogener ist. — Das durch Streckung zerrissene Gefäss, sowie einige andere, die wir eventuell noch in den Intercellulargang hineinragen sehen, repräsentiren die zuerst ausgebildeten Elemente in diesem Theile des Gefässbündels, Elemente, die zu einer Zeit entstanden sind, wo der betreffende Pflanzentheil noch in starkem Längenwachsthum begriffen war. — An den Intercellulargang schliessen nach aussen ein oder mehrere andere Gefässe an. Sie sind an ihrem Lumen, das weiter als dasjenige der benachbarten Zellen ist, kenntlich. In dem auf S. 67 abgebildeten Falle war nur ein solches Gefäss (*sp*) und zwar ein relativ englumiges, vorhanden. Diese in Ein- oder Mehrzahl vertretenen Gefässe sind, was wir erst durch den Längsschnitt werden constatiren können, schraubenförmig verdickt. Je ein weites Lumen (*m*, *m'*) rechts und links in halber Länge des Bündels fällt uns weiterhin auf. Es sind das zwei Gefässe mit netz- oder tüpfelförmiger, selten schraubenförmiger Verdickung. Oft sieht man in das Lumen dieser grossen Gefässe, als Wandverdickung, einen Ring oder den Theil eines solchen (*m'*) vorspringen. Es ist das der Rest einer Scheidewand, die diaphragmaartig durchbrochen ist. Unter den Zellen, die nach der Bündelmitte zu an die beiden grossen Gefässe grenzen und auch entfernter zwischen ihnen liegen, zeigen einige netzartige Verdickung. Von der anderen Seite grenzen die beiden grossen Gefässe direkt an die Elemente der Scheide. Alle Gefässwände, vornehmlich aber diejenigen der beiden grossen Gefässe, sind gelbbraun durch die Chlorzinkjodlösung

gefärbt. An den beiden grossen Gefässen fällt es auf, dass diese Färbung intensiver ist an derjenigen Seite, mit der sie an die Scheide grenzen. Die Elemente zwischen den beiden Bündeln sind etwas dunkler gelb, als die den Intercellularraum umgebenden tingirt.

Der bis jetzt beschriebene Theil des Gefässbündels wird als Holztheil oder Xylem, oder als Gefässtheil, auch als Hadrom bezeichnet. Ich wähle hier, aus praktischen Gründen, die ältere Bezeichnung Holztheil, Xylem. Diese Bezeichnung involvirt somit nicht, wie wir an diesem ersten Beispiel gleich sehen, das Vorhandensein stark verdickter Elemente, auf denen der gewöhnliche Begriff des Holzes basirt. Das nie fehlende Element des Holztheils ist das Gefäss und daher die nach diesem gebildete Bezeichnung morphologisch die rationellste. Die Wahl der Bezeichnung „Holztheil“ vereinfacht aber die Terminologie und gestattet es, die primären Theile des Bündels und den secundären, später zu betrachtenden Zuwachs, mit correspondirenden Namen zu belegen. Für die erste Verständigung glaube ich daher dieser älteren Terminologie, nach der viele der noch immer im Gebrauch befindlichen Termini gebildet sind, den Vorzug geben zu müssen. — In dem eben studirten Beispiele wären wir somit in dem Holztheil, dem Xylem, des Gefässbündels, auf die Erstlinge des Holztheils, die Protoxylemelemente, auf „primäres“ Holzparenchym und auf Gefässe gestossen. Im Gegensatz zu Holztheil, müssen wir für den zweiten Theil des Gefässbündels die Bezeichnung Basttheil, Phloëm, wählen, gegen welchen Namen sich die nämlichen Einwände machen lassen, wie gegen Holztheil. Denn das vorliegende Beispiel wird uns gleich einen Basttheil ohne das, was man für gewöhnlich Bast nennt, vorführen. Da die Siebröhren dem Basttheil nie fehlen, so ist die morphologisch rationellste Bezeichnung für denselben, Siebtheil.[2]) Im Gegensatz zu Hadrom wird der Basttheil aus physiologischen Gründen auch als Leptom bezeichnet. Gefässtheil und Siebtheil bilden zusammen das Gefässbündel. Weil hier aber der Siebtheil einseitig an den Gefässtheil anstösst, so bezeichnen wir diese Gefässbündel als collateral gebaut. Wollen wir die Scheide, die meist zum Grundgewebe gezogen wird, in eine Bezeichnung mit dem Gefässbündel vereinigen, so sprechen wir von Fibrovasalstrang. Die physiologischen Gesichtspunkte, welche eine Trennung des Gefässbündels in Hadrom und Leptom veranlassten, haben zur Wahl des Namens Mestom für das ganze Gefässbündel geführt.[3])

Der Basttheil unseres in Untersuchung befindlichen Gefässbündels nimmt mit Chlorzinkjodlösung meist eine deutlich violette Färbung an; er besteht aus unverholzten Elementen. Da fallen uns Zellen mit weiterem und solche mit engerem Lumen in regelmässiger Anordnung auf. Die ersteren sind Siebröhren (*v*), die letzteren (*s*) die Geleitzellen derselben. Nicht selten trifft der Schnitt die Querwand einer Siebröhre, und diese Querwand zeigt sich siebförmig fein punktirt (vergl. das Bild). An der Peripherie der bezeichneten Elemente sieht man stets eine Anzahl Zellen mit stark gequollener Wand und fast obliterirtem Lumen (*pr*); es sind das die zuerst entstandenen, ausser Thätigkeit gesetzten Siebröhren und Geleitzellen; sie entsprechen den Erstlingen des Holztheils und werden im Gegensatz zu diesen als Erstlinge des Basttheils, Protophloëmelemente,

bezeichnet. Sie nehmen hier mit Chlorzinkjod meist eine bräunliche Färbung an. An diese Zellen grenzen bereits die Zellen der Scheide und zwar zeichnen sich die innersten derselben durch besondere Weitlumigkeit aus. Die Sklerenchymzellen der Scheide gehen durch einige vermittelnde Glieder in das grosszellige, parenchymatische Grundgewebe (*f*) über. Auch die Wände dieser grossen Zellen des Grundgewebes werden im ausgewachsenen Stengel durch die Chlorzinkjodlösung gelb, nur hin und wieder mit einem Anflug in's Violette, gefärbt. Nähern wir uns jetzt der Peripherie des Stengels, so bemerken wir, dass die Gefässbündel hier viel enger zusammengedrängt sind, dass in denselben vor Allem der Intercellulargang schwindet, in einzelnen die Elemente reducirt werden, während an allen die Scheide an Mächtigkeit zunimmt. Seitliche Verschmelzung kleiner Bündel mit grossen ist an diesen Orten häufig zu beobachten und zwar erfolgt der gegenseitige Anschluss seitlich an den Stellen, wo die grossen Gefässe liegen. An die Epidermis des Stengels schliesst ein mehr oder weniger mächtiger Gewebering an, dessen Elemente ebenso wie diejenigen der Bündelscheide aussehen und auch auf Chlorzinkjod entsprechend reagiren. Solche distincte an die Epidermis grenzende Gewebeschichten werden als Hypoderma bezeichnet. Dieses Hypoderma ist nur an den Stellen unterbrochen, wo die Spaltöffnungen liegen. Das Hypoderma sowohl als auch die Scheiden der Gefässbündel haben für Schutz der dünnwandigen Gewebe und für die Festigkeit des ganzen Pflanzentheils zu sorgen, und werden als Elemente des mechanischen Systems,[4]) als Stereïden, die Gewebe, die sie bilden, als mechanische Gewebesysteme, Stereome, zusammengefasst. Da der Stengel biegungsfest gebaut sein soll, so müssen, den mechanischen Anforderungen gemäss, die Stereome möglichst weit nach der Peripherie rücken. Die gedrängten, peripherischen, an der Holz- wie an der Bastseite mit starken Sklerenchymbelegen versehenen Gefässbündel repräsentiren hier ein System zusammengesetzter „Träger". Die Sklerenchymbelege sind die Gurtungen, die Gefässbündel selbst die Füllungen dieser Träger. Der hypodermale Hohlcylinder aus Sklerenchym verstärkt, wenn auch in diesem Falle nicht eben kräftig entwickelt, die Wirkung. Dieser Hohlcylinder ist mechanisch als eine Verschmelzung zahlreicher, im Kreis gestellter Gurtungen aufzufassen.

Sehr instructiv ist es, einige Querschnitte in Corallin-Soda einzulegen. Alle verholzten Elemente des Gefässbündels und des Grundgewebes färben sich in kurzer Zeit leuchtend corallenroth, die nicht verholzten rosa. Es leuchten somit im Schnitte die Sklerenchymzellen der Scheide, vornehmlich an den beiden Enden des Bündels hervor und auch die Gefässwände sind in ähnlicher Farbe wie die Scheide, doch bräunlicher gefärbt. So wie die Gefässbündelscheide, färbt sich auch der hypodermale Ring.

Jetzt gilt es, einen radialen Längsschnitt durch den Stengel auszuführen. Man begnüge sich nicht mit einem einzigen, da sonst die Chancen zu gering sind, dass ein wirklich median getroffenes Gefässbündel im Präparat vorliege. Ein solches median getroffenes Gefässbündel erkennen wir aber, bei Durchmusterung der Schnitte, daran, dass es den Basttheil und gleichzeitig das in den Intercellulargang hineinragende Ringgefäss

zeigt. Wir können am Längsschnitt, falls er in Chlorzinkjodlösung liegt, jetzt leicht eine violette Färbung des Basttheils constatiren und einen violetten Schein erhalten auch die dünnwandigen, den Intercellulargang umgrenzenden Zellen. Die übrigen Elemente sind entsprechend dem, was wir am Querschnitt gesehen, gelb bis gelbbraun gefärbt. Wir ziehen es übrigens vor, hier für das nähere Studium einen Schnitt auszuwählen, den wir in Corallin-Soda zuvor tingirt haben (Fig. 40). Auch hier gilt es vor Allem sich zu orientiren, in welcher Richtung die Stengeloberfläche liegt. Wie beim Querschnitt schreiten wir in unserer Betrachtung vom inneren Rande des Bündels gegen den äusseren vor. Da sehen wir denn,

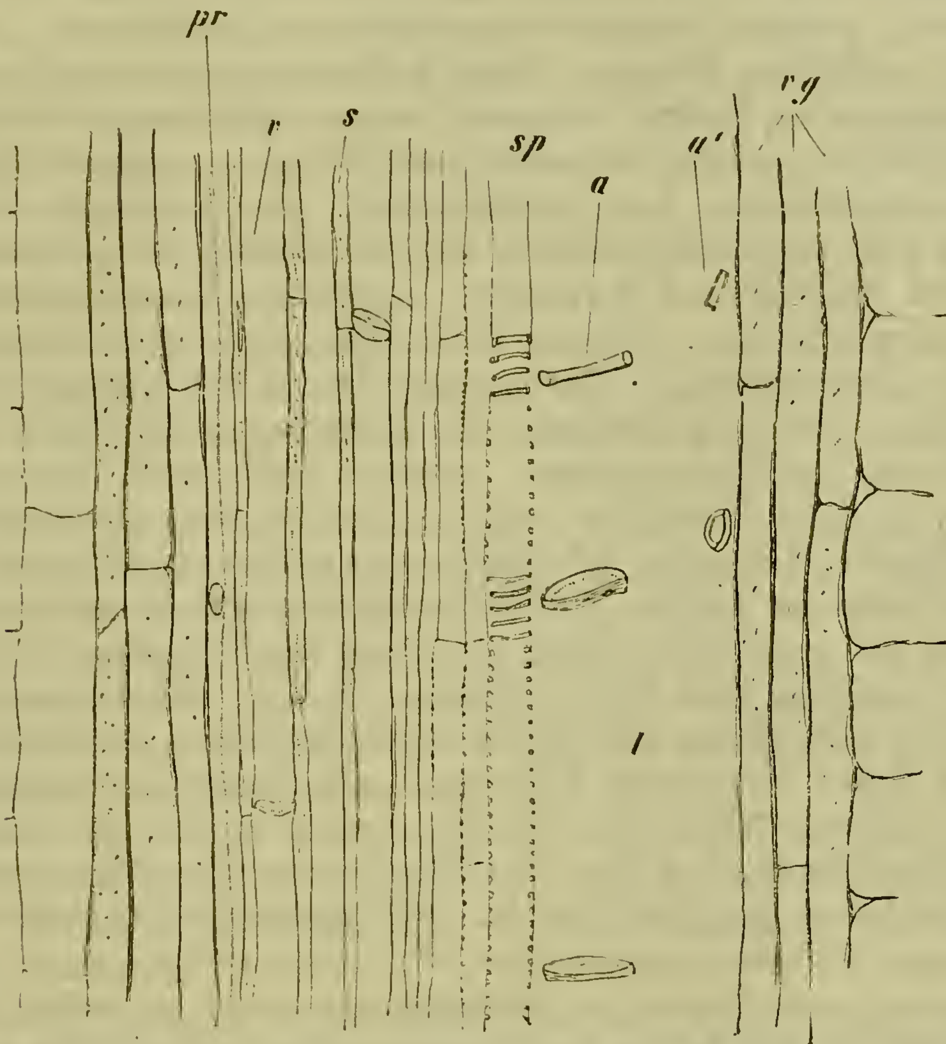


Fig. 40. Langsschnitt durch ein Gefässbündel des Stengels von Zea Mais. *a* und *a*¹ Glieder eines Ringgefässes; *sp* Schraubengefäss; *v* Siebröhre; *s* Geleitzellen; *pr* Protophloëm; *l* Luftgang; *vg* Scheide. Vergr. 180.

dass an die weiten, im Grundriss annähernd quadratischen Zellen des Grundgewebes engere Grundgewebszellen und an diese dann die engen Zellen der Gefässbündelscheide (*vg*) grenzen. Diese letzteren Elemente, mit Corallin stark tingirt, zeigen bedeutende Streckung, stossen mit queren oder mehr oder weniger geneigten Wänden aufeinander und sind mit kleinen spaltenförmigen, schräg aufsteigenden Tüpfeln versehen. In ihrem Innern ist ein sehr reducirter Wandbeleg und je ein kleiner Zellkern zu finden. Wir haben es hier mit gestreckten Sklerenchymzellen zu thun. Auf die Zellen der Scheide folgt der Intercellulargang und wir können feststellen, dass derselbe ohne Unterbrechung der ganzen Länge des Bündels folgt. Er ist umgeben von dünnwandigen Zellen, die weit kürzer als

diejenigen der Scheide sind, mehr Inhalt führen, mit queren Wänden aufeinander stossen und als primäres Holzparenchym bezeichnet werden können. In den Intercellulargang ragen die meist isolirten Ringe hinein; sie sind en der äusseren, das heisst der der Stengeloberfläche näheren Seite des Intercellularraums befestigt. Sie rühren von einem während der Längsstreckung des Internodiums zerrissenen Ringgefässe her. Auch noch andere kleinere, isolirte Ringe sieht man öfters dieser oder jener Seite des Intercellularganges anhaften (*a*). Sie repräsentiren zusammen die Reste der Protoxylemelemente. An die grösseren Ringe stossen nach aussen ein oder mehrere, engere oder weitere Schraubengefässe. In dem oben abgebildeten Falle war nur ein solches und zwar ziemlich enges vorhanden (*sp*). Weiter folgen relativ kurze, primäre Holzparenchymzellen mit getüpfelten, zum Theil netzförmig verdickten Wänden. Diese Zellen sind etwas stärker verdickt, als es diejenigen am Intercellulargang waren. So gelangen wir zum Basttheile, der in dem Corallin-Präparate kenntlich ist an einigen dicken, rosa gefärbten Querwänden, den „Siebplatten" der Siebröhren (*v*). Diese Siebplatten sind stark lichtbrechend und die stärkere Vergrösserung zeigt, dass sie von feinen Poren durchsetzt, siebförmig durchbrochen sind und dass an ihnen einseitig, seltener beiderseits, stark lichtbrechender Zellinhalt, ein „Schleimpfropf", angesammelt ist. In der Peripherie des Basttheils (bei *pr*), wo im Querschnitt die gequollenen Zellwände der Protophloëmelemente sichtbar waren, leuchtet auch wohl eine besonders schön rosa gefärbte Querplatte auf. Es ist das eine mit Callusbeleg bedeckte Siebplatte, deren Bau wir übrigens an anderen günstigeren Objecten später noch studiren wollen. Die Callusplatten nehmen besonders begierig das Corallin auf und treten daher so scharf tingirt hervor.[5]) Neben den Siebröhren zeichnen sich die Geleitzellen (*s*) aus. Sie sind schmäler und kürzer als die Siebröhren und führen ausser anderem, reichlichem Inhalt, auch einen leicht sichtbaren Zellkern, nach dem wir vergeblich in den Siebröhren suchen. Zellen der Scheide grenzen wieder das Gefässbündel ab. Ihre Querwände sind hier zum Theil so stark geneigt, dass wir von Sklerenchymfasern sprechen können. Die innersten Scheidenzellen haben, wie uns schon der Querschnitt zeigte, ein relativ weites Lumen. — Stärkekörner waren in den Zellen des Gefässbündels nicht zu finden, sie fehlen hier aber auch in den Zellen des Grundgewebes. Alle Zellen des Gefässbündels und des Grundgewebes, mit Ausnahme der Gefässzellen und der Siebröhren, führen Zellkerne. — Es ist klar, dass ein solcher medianer Längsschnitt des Bündels, wie der eben beschriebene, keines der beiden grossen Gefässe zeigen kann. Wohl scheint ein solches vielleicht bei tieferer Einstellung durch, ist dann aber nicht deutlich zu sehen. Um den Längsschnitt eines der grossen Gefässe zu studiren, suchen wir uns daher einen Schnitt aus, der das Gefässbündel seitlich traf. Hier sehen wir dann, dass das grosse Gefäss schräg getüpfelt, seltener schraubenförmig verdickt ist. In den getüpfelten Gefässen bilden die verdickten Stellen ein Netzwerk. Die Tüpfel erweitern sich aus ihrem Grunde, sind aber doch nur einseitig behöft, indem die entsprechenden Tüpfel der angrenzenden Holzparenchymzellen eines Hofes entbehren. Auch sind jene Zellen weit schwächer als die Gefässe verdickt. Die Diaphragmen der

grossen Gefässe fallen an den Längsschnitten sehr in die Augen. Sie stellen einen doppelt zusammengesetzten Ring dar, der übrigens nur bis zu geringer Tiefe in das Lumen des Gefässes vorspringt. Diese Ringe sind durch Verdickung der Aussenränder der Querwände entstanden, deren innerer, unverdickter Theil hierauf aufgelöst wurde. So können wir aus der Zahl der Diaphragmen auf die Zahl und Grösse der Zellen, aus denen das Gefäss entstanden ist, einen Schluss ziehen. Den Diaphragmen entsprechend, zeigt das Gefäss an der Aussenseite schwache Einschnürungen.

Es dürfte von Interesse für uns sein, einige wohlgelungene Quer- und Längsschnitte der Gefässbündel als Dauerpräparate aufzubewahren. Chlorzinkjod- und Corallin-Tinctionen halten sich in den Präparaten nicht, wohl aber könnten wir dieselben haltbarer mit Safranin oder Jodgrün färben. Sehr instructive Doppelfärbungen erhalten wir, wenn wir die Schnitte erst eine Zeit lang in Jodgrün, dann in Grenacher'schem Alauncarmin[6]) liegen lassen; momentane Doppelfärbungen können wir durch Pikro-Nigrosin oder Pikro-Anilinblau erzielen. Dabei färbt der Alauncarmin, das Nigrosin und Anilinblau die unverholzten, das Jodgrün und die Pikrinsäure die verholzten Zellwände im Präparate. Der Zellinhalt nimmt die Färbung des Carmins, respective die Färbung des Nigrosins oder Anilinblaus an. Wir legen die Präparate in Glycerin-Gelatine oder in Glycerin ein. In letzterem Fall muss ein hermetischer Verschluss am Deckglasrande hergestellt werden. Wir entfernen zu diesem Zwecke das am Deckglasrande etwa hervortretende Glycerin mit Fliesspapier und umziehen dessen Rand mit einer syrupdicken Lösung von Canadabalsam in Terpentin oder in Chloroform. Die Manipulation ist am besten mit einem streichholzdünnen Glasstab auszuführen, von welchem man den überflüssigen Canadabalsam zunächst abfliessen läst. Maskenlack und Gold-Size sind hier für den Verschluss nicht geeignet, da sie an dem mit Glycerin bedeckten Glase nicht haften. — Sehr zu empfehlen für Herstellung der Dauerpräparate sind auch die „Hoyer'schen Einschlussflüssigkeiten", die man von Dr. Grübler in Leipzig beziehen kann. Wie bei der Glycerin-Gelatine so ist auch bei diesen ein weiterer Verschluss der Präparate nicht nöthig.

Die Stelle des Stengels von Zea Mais, falls diese Pflanze nicht zur Verfügung steht, kann mit sehr ähnlichem Erfolge der Stengel von Avena sativa oder einer andern Graminee vertreten.

Hierauf führen wir einige Quer- und Längsschnitte durch ein völlig ausgewachsenes, in Alcohol aufbewahrtes Blatt von Iris florentina aus. Wir geben auch hier dem Alcohol-Material den Vorzug, weil es leichter gute Schnitte gewährt, keine Luft enthält und ausserdem den Zellinhalt fixirt vorführt, so dass wir uns auch über letzteren leicht orientiren können. Wir erleichtern uns das Schneiden, indem wir das Material zuvor in einem Gemisch von Alcohol und Glycerin liegen lassen. — Wir tragen die Schnitte für einige Stunden in Borax-Carmin ein und behandeln sie hierauf kurze Zeit mit Jodgrün. — Der Inhalt der Zellen hat Carmin aufgenommen, welcher als Borax-Carmin die Zellwände nicht färbt; andererseits sind die verholzten Wände mit Jodgrün grün tingirt worden. Grün gefärbt erscheinen danach mindestens die Gefässe,

gewöhnlich auch noch die äusseren, oder alle an den Basttheil stossenden Elemente der Scheide. Ausserdem fällt uns auch stets eine Gruppe von Elementen mit gequollenen Wänden, die Protophloëmelemente, in der äusseren Region der Basttheile durch ihre Blaufärbung auf. — Wir wollen somit gleich mit dem Studium eines solchen Präparates beginnen, nach welchem auch die Fig. 41 entworfen ist. In letzterer sind alle diejenigen Zellen, die besonders reich an Inhalt waren und die uns daher durch ihre Rothfärbung auffielen, im Innern ausschattirt. Die grün gefärbten Wände der Gefässe sind andererseits im Bilde dunkler gehalten, während wir die blau gefärbte Gruppe der Protophloëmelemente hell gelassen haben. Die an den Basttheil grenzenden, verdickten Elemente des Grundgewebes waren, da der Schnitt der Basis des Blattes entstammte, noch unverholzt und blieben daher ungefärbt. — Ein Präparat, das rasch tingirt werden soll, dürfte mit Jodgrün allein zu behandeln sein, dann fiele nur die hier geschilderte Rothfärbung des Zellinhalts hinweg. Soll das Jodgrün nur die verholzten Zellwände färben, so muss der richtige Zeitpunkt der Tinction sorgfältig abgepasst werden. — Wir schreiten mit der Beobachtung von dem Holztheile gegen den Basttheil, also von der nach innen gekehrten Oberseite des Blattes, gegen die nach aussen gekehrte Unterseite vor. Wir stellen zunächst fest, dass die Zahl der Gefässe im Holztheil ziemlich gross ist und dass deren Weite gegen den Basttheil abnimmt. Die Gefässe stossen entweder direct an einander, oder sie sind getrennt durch schwach verdickte, relativ englumige, inhaltsreiche Zellen des primären

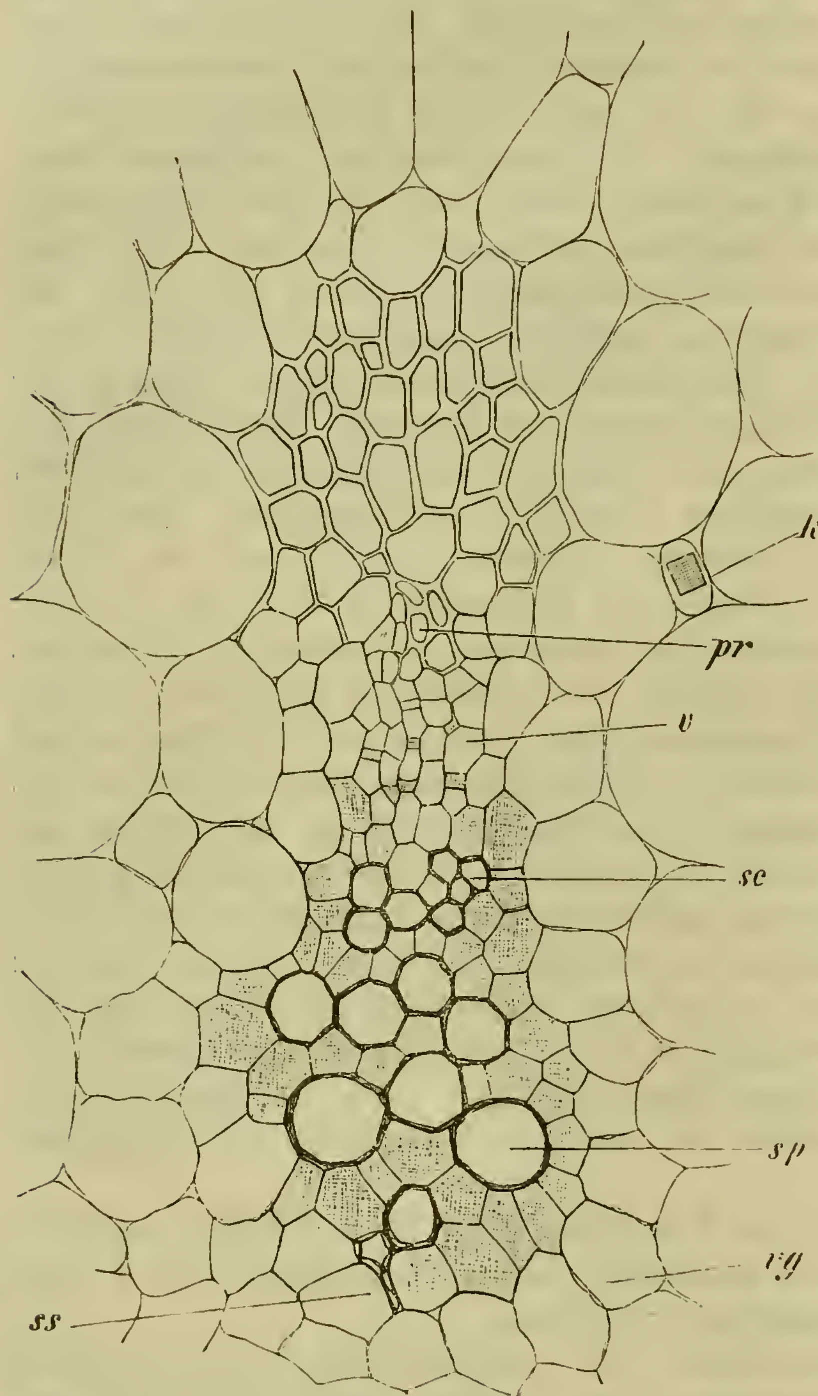


Fig. 41. Gefässbündelquerschnitt aus dem Blatte von Iris florentina. Dunkelcontourirt die Gefässe; im Innern ausschattirt die inhaltreichen Zellen im Bündel. *ss* zerquetschte Schraubengefässe; *sp* weitere Schraubengefässe; *sc* Treppengefässe; *v* Siebröhren, zwischen denselben die engeren Geleitzellen; *pr* zerquetschte Protophloëmelemente; *vg* Scheide mit wellig gebogenen radialen Wänden; *k* Querschnitt durch ein Krystall. Vergr. 240.

Holzparenchyms. Solche Zellen umgeben die Gefässe auch an den Flanken des Bündels und trennen sie vom Grundgewebe. An dem inneren Rande des Holztheils sind stets einige zerquetschte Elemente, Protoxylemelemente (*ss*) zu sehen, deren Wände wie diejenigen der Gefässe gefärbt sind. Der Basttheil zeigt wiederum eine Abwechslung grösserer und kleinerer Zellen, doch ist der Gegensatz hier nicht so auffallend und die Regelmässigkeit der Anordnung nicht so gross wie bei Zea. Die weitlumigeren Zellen sind die Siebröhren, die durch reichen Inhalt ausgezeichneten, kleineren die Geleitzellen. In der äusseren Region des Basttheils liegen die schon erwähnten, mit mehr oder weniger deutlich blau gefärbten und gequollenen Wänden versehenen, ausser Function gesetzten Protophloëmelemente (*pr*). Dieser äussere Basttheil wird umfasst von dem stark verdickten Sklerenchym der Scheide, das mit einem mehr oder weniger mächtigen Strange das Gefässbündel stützt. Um den übrigen Theil des Gefässbündels fehlt eine deutlich abgesetzte Scheide, doch ist zu constatiren, dass die dem Gefässbündel nächsten Zellen des Grundgewebes kleiner sind und dass sie lückenlos an einander schliessen. An den Flanken des Bündels sind diese kleinen Zellen vorwiegend nur in einer Schicht vertreten, hingegen in mehreren Schichten an dem innern Rande des Gefässtheils; hier färbt sich auch wohl die Wand einiger dieser Zellen blau. Der Uebergang zu den grösseren Zellen des Grundgewebes, welche lufthaltige Intercellularräume zwischen sich führen, ist durch Zwischenformen vermittelt.

Bei Durchmusterung des Gewebes in der Nähe des Gefässbündels muss es uns auffallen, dass kleine, einzeln zwischen den grossen vertheilte Zellen, einen stark lichtbrechenden Krystall (Fig. 41 *k*) führen. Derselbe präsentirt sich uns hier im Querschnitt oder in Scheitelansicht, wir werden uns über seine Gestalt auf Längsschnitten leichter orientiren können.

Gute Tinctionen erhalten wir auch rasch mit Corallin, wobei die sklerenchymatischen verholzten Elemente feuerroth, oder so weit nur schwach verdickt und noch unverholzt leuchtend rosa, die Gefässwände braunroth, die übrigen Elemente blass gelbroth sich färben.

Zur Controlle über die bis jetzt gewonnenen Resultate stellen wir auch noch einige Querschnitte durch ein frisches Blatt her. Wir constatiren dann, dass die grossen Zellen des Grundgewebes in den äusseren Theilen des Blattes Chlorophyllkörner führen, die zu den Gefässbündelscheiden zählenden Zellen der Chlorophyllkörner aber entbehren. An den frischen Präparaten füllen sich die Gefässe mit Luft, daher die Bilder weniger klar, als an Alcoholpräparaten sind. Dahingegen fällt uns an frischen Präparaten eine Erscheinung auf, die wir an den Alcoholpräparaten leicht übersehen konnten, nämlich, dass die erste Schicht der Scheidenzellen, die an den Holztheil des Gefässbündels grenzt, an den radial gestellten Wänden wie mit einem dunklen, breiten Tüpfel versehen ist. Betrachten wir unsere mit Alcohol fixirten und dann tingirten Präparate jetzt nochmals auf diese Erscheinung hin, so erkennen wir, dass an den in Frage stehenden Zellen (vergl. Fig. 41, *vg*) die radiale Wand oft einseitig vorgewölbt ist. Bewegen wir die Schraube, so rückt die Wölbung von der einen Seite der Wand gegen die andere hinüber und herüber.

Der vorgewölbte Wandtheil bildet somit ein wellenförmig hin und her gebogenes Band. Wir werden einem ähnlichen, doch schärfer ausgeprägten Verhalten wiederholt noch in Scheiden begegnen und wollen daher bei diesem Falle nicht länger verweilen.

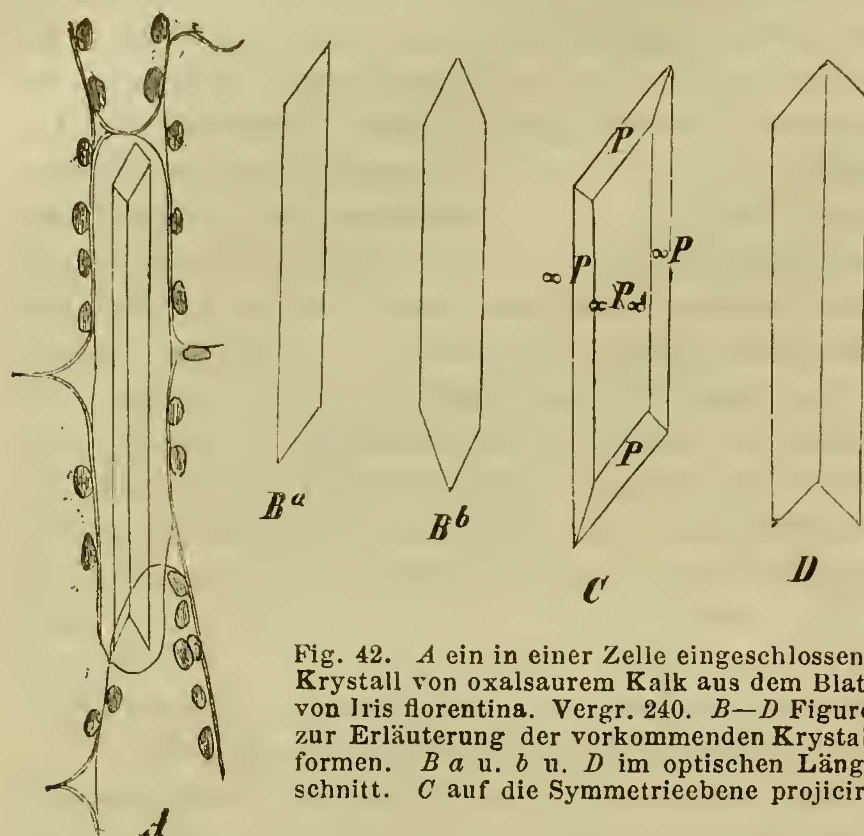


Fig. 42. *A* ein in einer Zelle eingeschlossener Krystall von oxalsaurem Kalk aus dem Blatte von Iris florentina. Vergr. 240. *B—D* Figuren zur Erläuterung der vorkommenden Krystallformen. *B a* u. *b* u. *D* im optischen Längsschnitt. *C* auf die Symmetrieebene projicirt.

Ein Längschnitt durch das Blatt, der median ein Gefässbündel traf, zeigt uns am innern Rande dieses Gefässbündels stark gedehnte, zum Theil zerquetschte Schraubengefässe, die wir bereits im Querschnitt bei *ss* sahen und als Protoxylemelemente, das heisst als die zuerst angelegten Elemente des Holztheils bezeichneten. Es folgen weitere, enger gewundene Schraubengefässe, dann wieder englumige Treppengefässe. Im Basttheil zeichnen sich nur an Corallinpräparaten die Siebplatten deutlich aus. Weiter nach aussen fallen durch ihre starke Verdickung, bedeutende Länge und Zuspitzung die Sklerenchymfasern auf.

Die Krystalle zeigen sich, da sie parallel zur Längsaxe des Blattes orientirt sind, auf Längsschnitten in Profilansicht (Fig. 42 *A—D*). Sie liegen in langgestreckten Grundgewebezellen, welche nur wenig grösser als der Krystall selbst sind. Diese Zellen führen kein Chlorophyll, während die benachbarten Zellen meist chlorophyllhaltig sind. Die in Frage stehenden Krystalle lösen sich ohne Gasentwicklung leicht in Salzsäure auf, woraus wir bereits schliessen, dass sie aus oxalsaurem Kalk bestehen. Alle die hier vorkommenden Krystalle haben langprismatische Ausbildung und gehören dem monoklinen System an, die meisten erweisen sich als Zwillinge (*D*).

Mit Corallin wird der Inhalt der die Krystalle führenden Zellen nicht gefärbt.

Die Gefässbündel der Monocotylen sind, wenn wir von unwesentlichen Modificationen, Reductionen und Verschmelzungen absehen, nach dem Typus der beiden von uns untersuchten Fälle gebaut und können wir daher von einem weiteren Studium dieser Gefässbündel absehen.

Geschlossene Gefässbündel sind des Dickenwachsthums nicht fähig, wo ein solches somit bei Monocotyledonen vorliegt, kann es nicht durch Vermittlung der Gefässbündel erfolgen. Dieses Dickenwachsthum findet hier vielmehr mit Hülfe einer ausserhalb der Gefässbündel auftretenden

Cambiumzone statt und ist auf die Familien der Dracaenen, Aloineen und Dioscoraceen beschränkt.

Wir wählen als günstiges Untersuchungsobject die bei jedem Handelsgärtner cultivirte Cordyline, die in den Gärten als Dracaena rubra geführt wird. Die Pflanze muss freilich dem Zweck der Untersuchung geopfert werden. Betrachten wir zunächst das quer durchschnittene Stämmchen mit dem blossen Auge, so fällt uns, nach innen von der braunen Korkschicht, die grüne, etwa 1 *mm.* dicke, weiche Rinde auf, gegen welche das gelbliche, harte Gewebe des Stammes mit wenig scharfer Grenze absetzt. An dieser Grenze liegt der Cambiumring. In dem gelblichen Gewebe des Stammes zeichnet sich ausserdem die kreisförmig umschriebene Mitte durch lichtere Färbung aus.

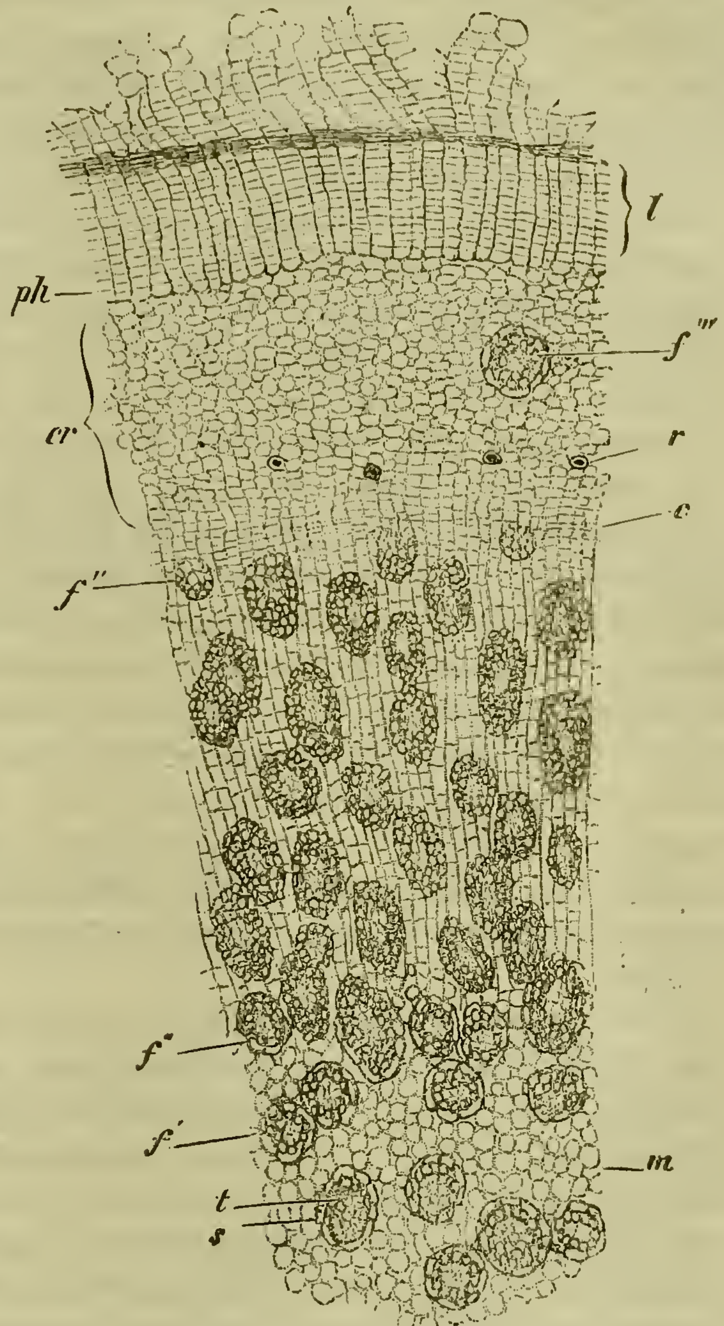


Fig. 43. Cordyline rubra. Querschnitt durch den Stamm. *f* Gefässbündel, und zwar *f'* primäre, *f''* secundäre, *f'''* Blattbündel; *m* unverholzte Grundgewebselemente; *s* verholzte Grundgewebselemente, die Gefässbündel umscheidend; *t* Tracheïden; *c* Cambiumring; *cr* Rinde; *l* Kork; *ph* Korkcambium; *r* Raphidenbündel. Vergr. 30.

Wir unterwerfen den Querschnitt jetzt einer mikroskopischen Untersuchung und zwar bei schwacher Vergrösserung (Fig. 43). Da sehen wir zunächst in den mittleren Theilen des Stammes ein aus rundlichen Zellen gebildetes Grundgewebe (*m*), in welchem isolirte kreisrunde bis elliptische Gefässbündel (*f'*) unregelmässig vertheilt sind. Von einer bestimmten Stelle an (*f''*) werden die Bündel zahlreicher, strecken sich in radialer Richtung und rücken so nahe an einander, dass sie nur noch durch relativ schmale Grundgewebsstreifen getrennt erscheinen. In diesen letzteren sind die Zellen stärker verdickt, grob getüpfelt, in der Richtung des Radius mehr oder weniger gestreckt und deutlich in radiale Reihen, von oft geschlängeltem Verlauf, angeordnet. Weiterhin gelangen wir an die Grenze zwischen dem gelblichen Innengewebe und der grünen Rinde (*c*). Hier finden wir eine aus flachen, streng radial angeordneten, dünnwandigen Zellen gebildete Zone. Es ist das der Cambiumring, der das Dickenwachsthum des Stammes besorgt. Er gehört augenscheinlich dem Grundgewebe an. Seine flachsten Zellen liegen in der Mitte seines

queren Durchmessers. Hier befindet sich die eigentliche, wohl nur eine Zelllage dicke Initialschicht, deren Zellen in fortgesetzter Theilung begriffen, nach innen neue Elemente abgeben. Diese Theilungen erfolgen durch tangentiale Wände und erzeugen daher radial orientirte Zellreihen, die sich von Zeit zu Zeit durch radial gestellte Wände tangential verdoppeln. In dem jugendlichen, vom Cambiumring erzeugten Gewebe sind zahlreiche, in allen Stadien der Entwicklung begriffene Gefässbündel eingebettet. Die jüngsten bestehen aus einer Gruppe dünnwandiger Zellen, die ältesten sind an ihrem inneren Rande schon fertig, während der dünnwandige Aussenrand noch in den Cambiumring taucht und in Entwicklung begriffen ist. Von der Stelle an, wo die Gefässbündel an einander gerückt erscheinen und die zwischen ihnen gelegenen Zellen radiale Anordnung annehmen, ist das Gewebe secundär durch die Thätigkeit des Cambiumringes erzeugt worden. Die auf den Cambiumring nach aussen folgende Rinde (*cr*) besteht aus rundlichen Zellen. Zwischen diesen fallen, vornehmlich in den inneren Theilen der Rinde, einzelne Zellen auf, in welchen feine Krystallnadeln dicht an einander, zu je einem Bündel (*r*) vereinigt, liegen. Es sind das die sogenannten Raphidenbündel, aus oxalsaurem Kalk. Man sieht sie hier von oben. Einzelne Raphidenzellen sind wohl stets durch das Messer beim Schneiden geöffnet worden, und liegen die feinen Nadeln daher oft über dem Schnitt zerstreut. Die übrigen Rindenzellen führen Chlorophyllkörner. In der Rinde sieht man auch vereinzelte runde Bündelquerschnitte (*f'''*), Bündeln zugehörend, welche die Blätter versorgen. Folgt eine starke Lage dünnwandiger, farbloser, radial angeordneter Zellen (*l*), die an ihrer Aussenseite in ein braunes, weniger regelmässiges Gewebe übergeht. Es ist das die Korkschicht und zwar jugendliches, farbloses Korkgewebe in den inneren, altes unregelmässig gestrecktes und gebräuntes Korkgewebe in den äusseren Theilen.

Besonders instructiv werden die mit Corallin behandelten Querschnitte. Die Gefässbündel treten in denselben scharf hervor. Zwar färbt das Corallin auch stark die verholzten secundären Grundgewebszellen, doch mit andrer Nuance. Die unverholzten Zellwände erscheinen blass rosafarbig. In der Rinde erscheinen uns die Raphiden führenden Zellen jetzt von einem klaren, korallenroth bis orange gefärbten Inhalt erfüllt. Wir stellen mit Hülfe dieser Färbung leicht fest, dass die Rapniden in einen homogenen Schleim, der Corallin aufspeichert, eingebettet liegen. Ausser der Fähigkeit, die es mit dem Anilinblau theilt, den Callus der Siebplatten zu färben, hat das Corallin noch die specifische Eigenschaft, Pflanzenschleim zu tingiren. Legen wir den mit Corallin gefärbten Längsschnitt von Dracaena in Alcohol und lassen letzteren sogar aufkochen, so bleibt der Schleim nichts desto weniger tingirt. Hiernach können wir, soweit die Erfahrungen reichen, schliessen, dass es sich um einen Stärkeschleim handelt, während die auf Cellulose zurückführbaren Schleime sich schon in kaltem, jedenfalls aber in siedendem Alcohol entfärben.[7]) — Gummi wird durch Corallin nicht tingirt, Schleim- und Gummi-Mischungen (Gummischleime) je nach Verhältniss. — Andererseits können wir feststellen, dass wässrige Nigrosinlösung den hier vorhandenen Schleim auch nach

längerer Einwirkung nicht färbt, während sie den Schleim von Rumex (pag. 64) tingirte.

Mit diesen Ansichten der Querschnitte, welche ja ausreichen, um uns über die Vorgänge des Dickenwachsthums hier zu orientiren, wollen wir uns begnügen und von dem Studium weiterer Einzelheiten, wie auch der Längsschnitte, in diesem Falle absehen.

Anmerkungen zum VIII. Pensum.

1) Zu den Gefässbündeln überhaupt vergl. de Bary, Vergl. Anatomie 1877, namentlich Cap. VIII, dort auch die ganze ältere Litteratur. Zahlreiche später erschienene, auf die Morphologie der Gefässbündel gerichtete Untersuchungen, haben eine zusammenhängende Behandlung seitdem nicht erfahren. Dies ist hingegen zu Theil geworden den physiologisch anatomischen Arbeiten, welche ein physiologisches Verständniss der morphologischen Thatsachen erstreben, durch G. Haberlandt, in Encyklopädie der Naturwissenschaften, Handbuch der Botanik, Bd. II, pag. 593.

2) Die Bezeichnungen Gefässtheil und Siebtheil durch de Bary eingeführt, Vergl. Anat. pag. 330.

3) Vergl. Haberlandt, die Entwicklungsgeschichte des mech. Gewebesystems der Pflanzen.

4) Schwendener, das mechan. Princip im anat. Bau der Monocotylen.

5) Diese Tinction von Szyszylowicz eingeführt. Vergl. Bot. Centrbl. Bd. XII, pag. 138.

6) Vergl. Tangl, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XII, pag. 170.

7) Vergl. Szyszylowicz, ebendas.

IX. Pensum.

Offene, collaterale Gefässbündel.

Als erstes Beispiel für das Studium offener, collateraler Gefässbündel, wie sie den Dicotyledonen eigen sind, wählen wir die Ausläufer von Ranunculus repens. Wir tingiren gleich mit Corallin, um uns die Aufgabe zu erleichtern. Der Querschnitt zeigt, dass die Gefässbündel völlig isolirt von einander stehen, doch zu einem einfachen Kreise im Stengel angeordnet. Das Grundgewebe besteht aus runden Zellen, die gegen die Oberfläche des Stengels hin kleiner werden, Chlorophyllkörner enthalten und grössere Intercellularräume zwischen sich lassen. Die Oberfläche des Stengels nimmt die Epidermis ein; im Innern ist der Stengel durch Auseinanderweichen und Zerreissen der Zellen hohl. Die Gefässbündel machen durchaus denselben Eindruck, wie diejenigen der Monocotyledonen; man erkennt dieselben Theile in derselben Anordnung wieder. Der Holztheil besteht aus Gefässen und dünnwandigen Parenchymzellen. Die der Innenseite der Bündel nächsten Gefässe haben wenig Farbstoff aufgenommen; sie sind Ring- und Schraubengefässe (Fig. 44 *s*). Die entfernteren, grösseren, zum Theil aber auch gleichgrossen und selbst kleineren Gefässe haben sich braunroth gefärbt. Ihr Contour ist etwas eckig, schon der Querschnitt verräth, dass ihre Wände behöft getüpfelt sind (*m*). Zwischen diesen Gefässen liegt das zartwandige primäre Holzparenchym. Im Basttheil ist

wieder die Abwechslung grösserer Siebröhren (v) und kleinerer Geleitzellen sehr deutlich. Der Basttheil ist aber von dem Holztheil getrennt durch eine mehrschichtige Lage radial angeordneter Zellen. Diese Zellen sind durch die Thätigkeit eines Cambiums (c) entstanden und verrathen dies durch ihre radiale Anordnung. Eine den Holztheil vom Basttheil trennende Cambiumschicht tritt uns hier somit als Novum, zum Unterschied von den Monocotylen, entgegen. Zwar ist die Thätigkeit dieses Cambiums äusserst eingeschränkt, doch genügt dessen Anlage, um den Bündeln einen Platz unter den „offenen", d. h. einer weiteren Entwicklung fähigen, anzuweisen. Das Cambium hat hier nur eine mehrschichtige Lage dünnwandiger Zellen gebildet und hiermit seine Thätigkeit eingestellt. Nach Aussen wird der Basttheil von einem Strange sklerenchymartiger Elemente geschützt, letztere haben sich schön corallenroth gefärbt. Auch der Innenrand des Bündels wird von solchen, doch schwächer verdickten Scheiden-Elementen umfasst. An den Flanken des Gefässbündels schliessen die Scheiden-Elemente nicht zusammen, es bleibt eine Lücke, welche der Grenze zwischen Holz- und Basttheil entspricht. — Am Längsschnitt constatiren wir leicht das Vorhandensein der Ring-, Schrauben- und Tüpfelgefässe, dazwischen gestreckter Zellen des primären Holzparenchyms; dann folgen dünnwandige Cambiumzellen, Siebröhren und Geleitzellen, endlich Scheiden-Elemente, die mit nur wenig geneigten, porösen Querwänden auf einander stossen.

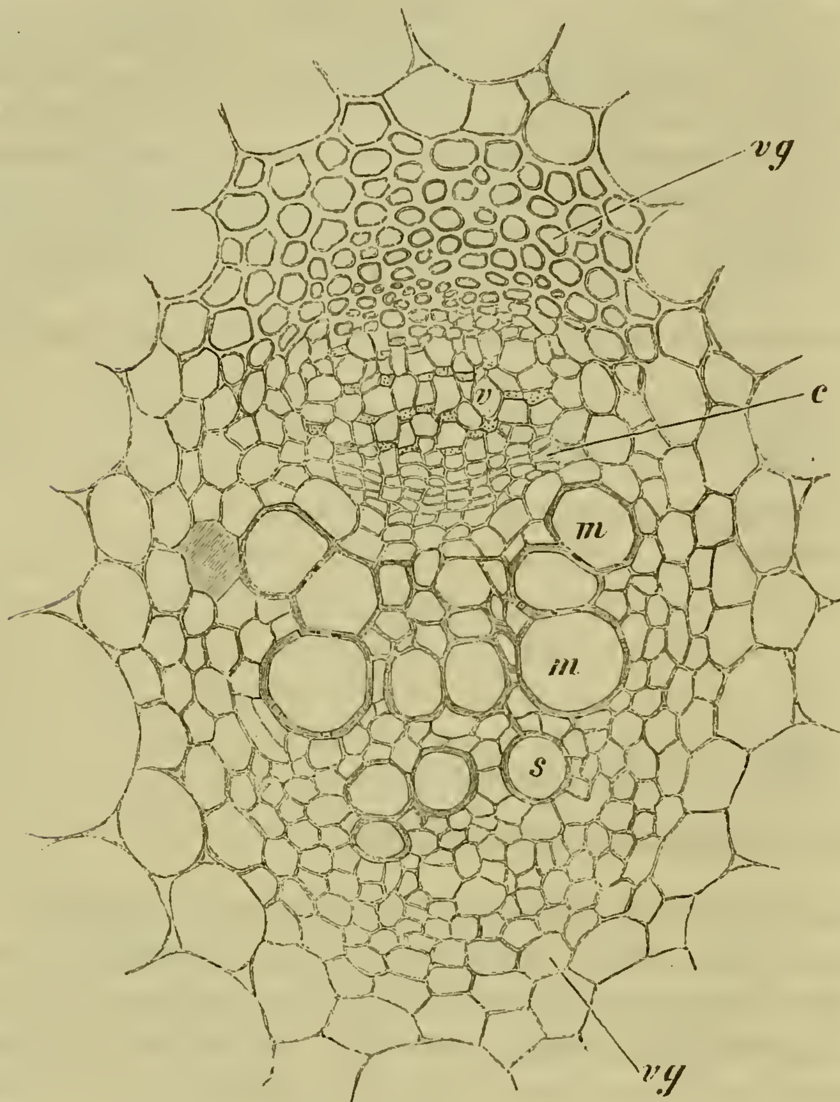


Fig. 44. Querschnitt durch ein Gefässbündel aus dem Ausläufer von Ranunculus repens. s Schraubengefäss; m behöft getüpfelte Gefässe; c Cambium; v Siebröhre; vg Scheide. Vergr. 180.

Das Gefässbündel von Chelidonium majus ist so ähnlich demjenigen von Ranunculus repens gebaut, dass der Querschnitt ohne Weiteres verständlich wird. Wir ziehen hier wieder Alcohol-Material vor. Der Holztheil zeigt grosse, dicht an einander gedrängte Gefässe, die in älteren Stengeltheilen gelbliche Wände erhalten. Der Basttheil ist kräftig entwickelt; zwischen beiden liegen die durch kurze Thätigkeit des Cambiums

erzeugten, dünnwandigen, radial angeordneten Zellreihen. Die Scheide ist nur durch ein Bündel stark verdickter Sklerenchymzellen an dem Aussenrande des Basttheils vertreten. Diese Zellen nehmen in älteren Stengeltheilen gelbe Färbung an. Von der Epidermis durch etwa zwei Zellschichten getrennt, läuft ein starker, aus eben solchen Sklerenchymzellen, wie sie das Bündel schützen und stützen, gebildeter Ring, als gemeinsame Scheide um die innern Gewebe des Stengels. In und an dem Bündel tritt uns aber ein neues Element zum ersten Mal entgegen, es sind das Milchröhren. Wir bemerken im Basttheil des Gefässbündels, auch an der innern Grenze des Holztheils, doch besonders zahlreich an den Flanken und an dem Aussenrande des Sklerenchymstranges, ja vereinzelt auch im entfernteren Grundgewebe zwischen den Gefässbündeln, Zellen mit dunkelbraunem Inhalt. Dieser Inhalt rührt von dem in Alcohol geronnenen, orangerothen Milchsaft von Chelidonium her. Die betreffenden Zellen fallen so in die Augen, dass sie unmöglich übersehen werden können. Sie sind alle dünnwandig, selbst die welche in den Aussenrand des Sklerenchymstranges eingeschaltet sind; sonst zeichnen sie sich durch eine besondere Gestalt nicht aus. — Man findet die Milchröhren auch sehr leicht auf den radialen Längsschnitten wieder. Man erkennt sie sofort an ihrem gelbbraunen Inhalte. Sie präsentiren sich hier als lange, zur Längsaxe des Stengels annähernd parallel laufende Röhren. Man stellt unschwer die Existenz von Querwänden in diesen Röhren fest. Diese Querwände sind in der Mitte mehr oder weniger deutlich mit einer oder mit mehreren Poren durchbrochen, sie fehlen auch hin und wieder an Stellen, wo man sie erwarten müsste, ganz. In nicht eben seltenen Fällen zeigt sich das eine oder andere Gefäss im Gefässbündel mit coagulirtem Milchsaft erfüllt. — Ausserordentlich instructive Präparate der Querschnitte für Gefässbündel und Milchröhren erhält man hier, wenn man die Schnitte mit Corallin tingirt, dann dem Deckglasrande einen Tropfen Kalilauge zusetzt. Die Gefässe erscheinen hierauf fuchsroth, die sklerenchymatischen Elemente rosenroth, während die Querschnitte der Milchröhren mit dunkelbraunem Inhalt scharf hervortreten. Legt man zarte Längsschnitte in 45^0 Essigsäure-Carmin ein, so gelingt es, in den Milchröhren Zellkerne nachzuweisen, doch gehört dieser Nachweis nicht eben zu den leichtesten Aufgaben. Seitliche Verbindungen der Milchröhren sind bei Chelidonium nicht zu beobachten.

Ein ganz ausserordentlich günstiges Object für das Studium des Dickenwachsthums der Dicotylen ist Aristolochia Sipho. Untersuchungsmaterial dürfte hier für alle Fälle leicht zu beschaffen sein. Wir stellen uns zunächst einen Querschnitt durch einen 3 bis 4 *mm.* dicken Zweig her. Dieser Querschnitt mit der Lupe betrachtet, lässt ein inneres lockeres Mark, um dieses einen Kranz isolirter Gefässbündel, um diesen weiter einen continuirlichen weissen Ring, dann grünes Rindengewebe und endlich eine gelblichgrüne, peripherische Hülle erkennen. Bei schwacher Vergrösserung unter dem Mikroskop constatiren wir, dass das Mark aus runden, grossen, zum Theil lufterfüllten Zellen besteht. Im Gefässbündel erscheint der Holztheil dunkler, durchsetzt von den grossen Hohlräumen der Gefässe; folgt die Cambiumzone, gebildet von schmalen,

radial angeordneten, hellen Zellen und hierauf der grosszelligere Basttheil, der etwas weniger hell sich zeichnet und auch nicht die regelmässige Anordnung, wie die Cambiumzone zeigt. Jedes Bündel ist, namentlich in seinem äusseren Theile, umrahmt von parenchymatischem, etwas Chlorophyllkörner, eventuell auch Reservestoffe enthaltendem Gewebe. Der weisse, nach aussen folgende Ring wird von stark verdickten Sklerenchym-

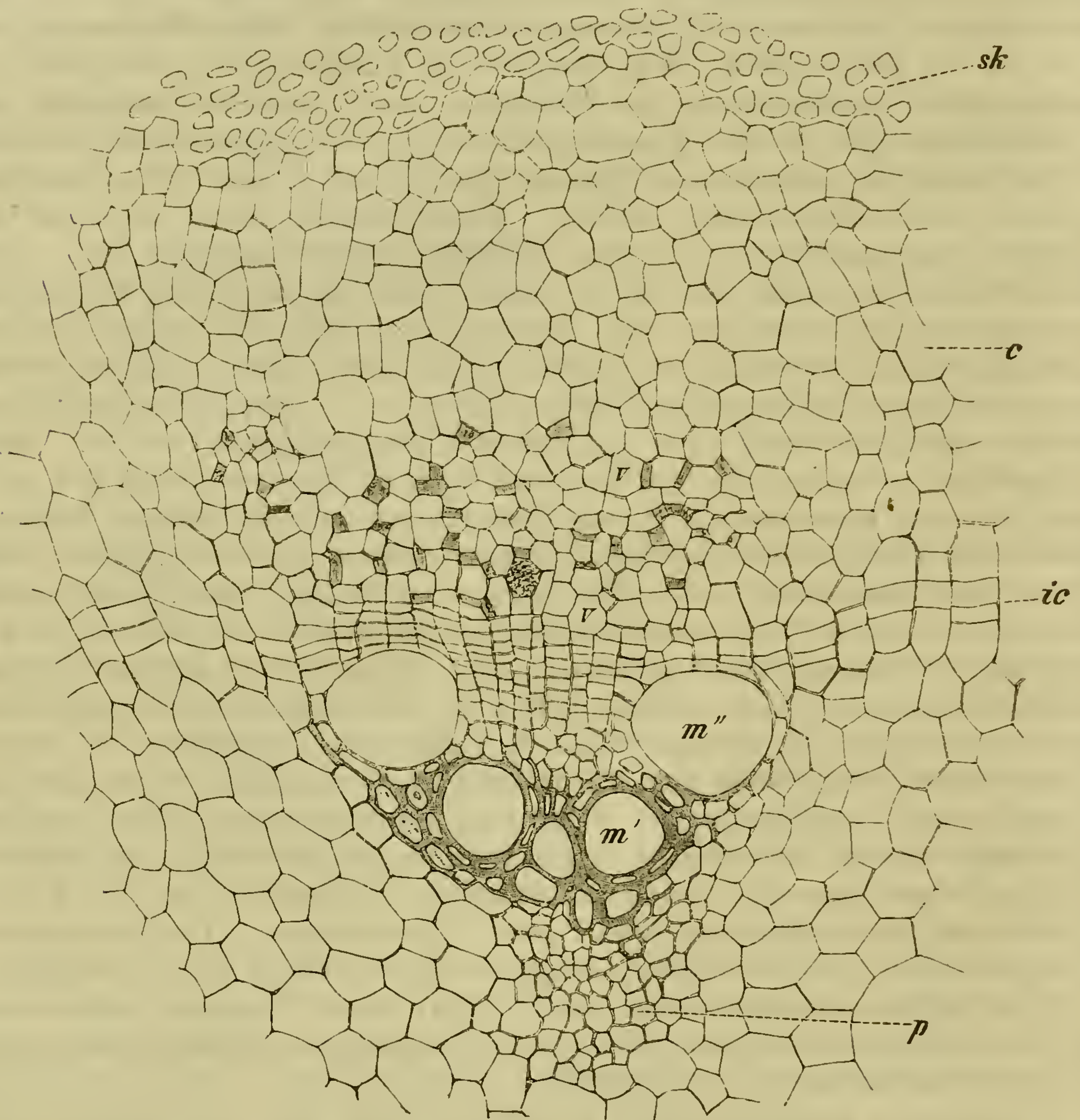


Fig. 45. Querschnitt durch einen diesjährigen jungen Zweig von Aristolochia Sipho, ein Gefässbündel nach begonnener Cambiumthätigkeit zeigend. *p* parenchymatische Elemente an dem Innenrande des Holztheils; *m'* und *m''* behöft getüpfelte Gefässe; *ic* Interfascicularcambium, sich in das Fascicularcambium, d. h. das Cambium im Innern des Gefässbündels, fortsetzend; *v* Siebröhre; *c* Rindenparenchym; *sk* innerer Theil des Ringes aus Sklerenchymfasern. Vergr. 130.

zellen gebildet, zwischen den Gefässbündeln springt er etwas keilförmig nach innen vor. An den Ring stösst nach aussen chlorophyllhaltiges, mit lufthaltigen Intercellularräumen versehenes Gewebe. Auf dieses folgt ein englumiges, chlorophyllhaltiges Gewebe, mit weissen, in den Ecken stärker verdickten Zellwänden, in dem wir, an dieser letzten Eigenschaft, „Collenchym" erkennen. Zu äusserst finden wir die Epidermis. — Diese allgemeine Orientirung wird genügen und wir wenden uns jetzt zu dem

Studium des einzelnen Bündels. Jenes kann nur an sehr zarten Schnitten geschehen. Wir stellen letztere mit Vortheil als Alcohol-Material her, das wir zuvor, damit es sich besser schneide, in einer Mischung von halb Alcohol und halb Glycerin haben liegen lassen. Diese Schnitte tingiren wir auch gleich durch längere Einwirkung von Corallin. Das Bild eines in der Entwicklung begriffenen Gefässbündels aus einem diesjährigen Zweige, etwa zu Anfang Juni eingelegt, sieht dann wie die Figur 45 aus. Das Gefässbündel beginnt am Innenrande mit dünnwandigem, primärem Holzparenchym (*p*), in welchem enge Gefässe (die Protoxylemelemente) und dann allmählich weiter werdende eingeschlossen sind. Das primäre Holzparenchym wird gleichzeitig dickwandiger. Dasselbe hält sich vorwiegend an die Gefässe, während die Zwischenräume von behöft getüpfelten, noch stärker verdickten Tracheïden eingenommen werden. Die fertigen Gefässe und Tracheïden, sowie das dickwandige Holzparenchym färben sich im Corallin intensiv roth, nur schwach rosa das dünnwandige Holzparenchym, gegen welches die innersten Gefässe daher scharf absetzen. Die beiden grössten Gefässe des hier abgebildeten Gefässbündels waren in der Entwicklung begriffen. Zwischen den beiden werdenden Gefässen liegt junges, dünnwandiges, in Reihen angeordnetes und somit auf die Thätigkeit des Cambiums hinweisendes, secundäres Gewebe. An die äusserste Grenze der beiden grossen Gefässe grenzt die Cambiumzone, in welcher eine besonders flache, übrigens nicht scharf abgesetzte Zellschicht, die Initialschicht repräsentirt. Folgt nach aussen der aus dünnwandigen Elementen bestehende Basttheil, der auch in der radialen Anordnung des inneren Theiles seiner Elemente den secundären Ursprung aus dem Cambium verräth. In der mittleren Partie des Basttheils sind die Siebröhren von den sie begleitenden, durch reichen Inhalt ausgezeichneten, in Mehrzahl vorhandenen Geleitzellen, deutlich zu unterscheiden. Die äussere Partie des Basttheils, das Protophloëm, wird von weniger weiten Siebröhren eingenommen, die daher auch nicht so scharf gegen ihre Geleitzellen absetzen. Von dem Sklerenchymringe (*sk*) ist der Basttheil durch grosszelliges, interstitienloses Rindenparenchym getrennt. Der Sklerenchymring erscheint ebenso intensiv wie die verholzten Theile des Gefässbündels gefärbt. Unter dem Druck der neu vom Cambium aus hinzukommenden Elemente, werden die Protophloëm-Elemente alsbald zerquetscht. — Sehr instructiv ist an solchen Schnitten die Ausbildung des Interfascicularcambiums. Mit Beginn der Cambiumthätigkeit im Gefässbündel haben sich nämlich die seitlich an dasselbe anstossenden Grundgewebszellen gestreckt und es sind Scheidewände in denselben aufgetreten (*ic*). So wird durch die Elemente des Grundgewebes hindurch ein Cambiumstreifen ausgebildet, der die Cambiumstreifen der im Kreise gestellten Gefässbündel zu einem fortlaufenden Cambiumringe vereinigt. Wie die vorstehende Figur zeigt, ist die Ausbildung des Interfascicularcambium (*ic*) bei Aristolochia Sipho ganz ausserordentlich leicht zu verfolgen und der ursprüngliche Contour der getheilten Grundgewebszellen sehr lange zu erkennen. — Ein als Scheide zu bezeichnendes Gebilde fehlt um die einzelnen Gefässbündel der Aristolochia vollständig. Der Ring aus sklerenchymatischen Elementen bildet eine gemeinsame Scheide um die sämmtlichen, inneren Gewebe des Stammes. — Ein

zarter, mit Corallin tingirter, radialer Längsschnitt, der genau die Mediane eines Gefässbündels getroffen hat, zeigt zu innerst gestrecktes, primäres Holzparenchym mit queren Scheidewänden, dazwischen sehr enge, mehr oder weniger zusammengedrückte Ringgefässe, dann etwas weitere Ringgefässe, wohl zum Theil mit Uebergängen zur Schraubenform; dann enggewundene, breitere Schraubengefässe, zum Theil mit Uebergängen zur Netzform; endlich die erweiterten behöft-getüpfelten Gefässe. Zwischen diesen Gefässen sieht man langgestreckte, behöft getüpfelte, inhaltsleere Tracheïden; vereinzelte Faserzellen, welche den Tracheïden an Gestalt gleichen, aber unbehöfte Tüpfel besitzen und Stärke führen; dickwandiges Holzparenchym, kürzer, mit queren Wänden, ebenfalls unbehöften Tüpfeln und Stärke. Die unfertigen Gefässe zeigen sich als weite cylindrische, noch dünnwandige, durch quere Scheidewände getrennte Zellen, mit reichlichem Wandbeleg und mit Zellkern. Von diesem Inhalt ist in den fertigen Gefässen nichts mehr zu bemerken und an Stelle der vollständigen Querwände sieht man in den Tüpfelgefässen nur die ringförmig vorspringenden Diaphragmen. Die flachen Zellen der Cambiumzone zeigen reichlichen protoplasmatischen Inhalt; Zellkerne; zarte quere Scheidewände. Die Siebplatten sind ganz ausserordentlich schön. Oftmals sind sie geneigt und präsentiren dem Beobachter ihre ganze rosa Fläche mit dunkleren, glänzenden Punkten. Bei besonders stark geneigten Siebplatten ist die Platte durch helle porenfreie Streifen in mehrere über einander liegende, rosa gefärbte und punktirte Abschnitte zerlegt. Die Seitenwände der Siebröhren sind ausserdem noch mit kleinen, meist quergestreckten, feinpunktirten rosa gefärbten Siebtüpfeln bedeckt. In der Peripherie des Basttheils kommt hier noch in der auffälligsten Weise die Ausbildung der Callusplatten hinzu, die als leuchtend rosa gefärbte, stark lichtbrechende, an der freien Seite abgerundete Massen, die beiden Seiten der Siebplatte in gleichem Maasse, oder vorwiegend nur die eine Seite der Siebplatte decken. Auch die kleinen Siebtüpfel an den Seitenwänden erhalten dort eine kleine Callusplatte. Neben den Siebröhren fallen die mit Inhalt dicht erfüllten schmalen Geleitzellen auf. Von dem Ringe aus sklerenchymatischen Elementen wird der Siebtheil getrennt durch die breiteren, wie jetzt der Längsschnitt zeigt, auch relativ kurzen Parenchymzellen. Die Sklerenchymfasern des Ringes sind sehr lang, an ihren Enden zugespitzt, kammartig mit ihren Enden in einander greifend, mit feinen Poren versehen. Endlich constatiren wir auch noch, dass die an die Epidermis grenzenden Collenchymzellen mehrmals so lang als breit sind und mit queren Wänden auf einander treffen.

Wir nehmen jetzt einen älteren, etwa 10 *mm.* starken Zweig in Untersuchung. Zunächst durchschneiden wir denselben der Quere nach und betrachten die Schnittfläche mit der Lupe. Das Mark und die Markstrahlen zeichnen sich weiss, der Holzkörper ist gelblich. Die dicksten Markstrahlen, meist 10 bis 12 an der Zahl, münden in das Mark, es sind das die „primären" Markstrahlen, diejenigen, die von Anfang an die Gefässbündel trennten. An das Mark grenzen die ältesten Holztheile der Gefässbündel. Sie zeichnen sich, da ihnen die weitlumigen Gefässe fehlen, als ein dichterer, dunkler gefärbter, von den primären Markstrahlen durch-

setzter Ring. Auf diesen folgen die concentrischen Jahresringe. Die Weite der Gefässöffnungen nimmt in den ersten Jahrgängen zu, bis dass ein bestimmter, weitester Durchmesser erreicht worden ist. Die Grenze der Jahresringe ist deutlich durch die grossen Gefässlumina markirt, indem die weitesten Gefässe nur zu Beginn der Entwicklung im Frühling erzeugt werden. Der äussere Theil der Jahresringe enthält keine mit der Lupe unterscheidbaren Gefässe. In dem Maasse als der secundäre Holzkörper an Umfang gewinnt, werden neue Markstrahlen in denselben eingeschaltet, die wir als Markstrahlen 2., 3., *n.* Ordnung bezeichnen, im Allgemeinen aber als secundäre Markstrahlen zusammenfassen können. Die Einschaltung neuer Markstrahlen erfolgt hier mit der grössten Regelmässigkeit. Je mehr wir uns von der Mitte des Stammes entfernen, um so zahlreicher werden die Markstrahlen und um so kürzer erscheinen die neu eingefügten. An der äusseren Grenze des Holzkörpers sehen wir als dunkleren Kreis den Cambiumring, der als zarte Linie sich auch innerhalb der Markstrahlen zeichnet. Vor den secundären Holztheilen sieht man die heller braun gefärbten, aus dem aufeinander folgenden Zuwachs gebildeten; secundären Basttheile liegen. Die Markstrahlen erweitern sich ausserhalb des Cambiums in Folge ihres nachträglichen, durch die Dickenzunahme des Stammes veranlassten Breitenwachsthums. Die Basttheile sind eines solchen nachträglichen Breitenwachsthums nicht fähig, erscheinen daher nach aussen zu verschmälert und abgerundet. Der ursprünglich continuirliche Sklerenchymring ist in einzelne, ungleich grosse, olivengrün gefärbte Stücke zersprengt worden, ebenso auch die ursprünglich continuirliche, sich noch dunkler olivengrün zeichnende Collenchymlage. Den Schutz des Innern übernimmt jetzt das Periderm, das als braune Scheide die Oberfläche des Stammes einnimmt und eine deutliche Schichtung verräth. Der ganze durch Thätigkeit des Cambiums nacherzeugte Theil, der die secundären Basttheile und erweiterten Markstrahl-Enden in sich schliesst, wird als secundäre Rinde der, vor Beginn des Dickenwachsthums bereits vorhandenen, primären Rinde gegenübergestellt. Eine scharfe Grenze zwischen primärer und secundärer Rinde ist hier aber nicht vorhanden.

Wir untersuchen jetzt, bei stärkerer Vergrösserung, den Bau des eben geschilderten Stammes auf zarten Querschnitten. Das Gewebe des Markes finden wir unverändert, wie in jüngeren Stadien wieder, nur führen die Zellen zahlreiche Krystalldrusen von Kalkoxalat. In die Markgewebe springen die primären Holztheile, die vor Beginn des secundären Wachsthums bereits vorhanden waren, vor; sie bilden die sogenannte Markkrone. Mit der Lupe waren diese primären Holztheile nicht zu unterscheiden, sie bestehen in den inneren Theilen aus dünnwandigen, zum Theil zerquetschten Elementen. Erst mit Auftreten der verdickten Elemente zwischen den grösseren, getüpfelten Gefässen markirt sich der Holzkörper scharf. Gleichzeitig nimmt das Gefässbündel an Breite zu, die primären Markstrahlen werden entsprechend verengt. Die Frühjahrsgefässe zeigen bis zum dritten oder vierten Jahresringe eine Volumenzunahme. Vom Frühjahr nach dem Herbst zu nimmt in jedem Jahresringe die Weite der Gefässe sehr rasch ab. Kurz vor Abschluss der Vegetation werden nur

noch ganz englumige Gefässe erzeugt. Die Hauptmasse des Holzes besteht aus relativ englumigen, stark verdickten Elementen, die behöfte Tüpfel besitzen, inhaltsleer erscheinen und somit Tracheïden sind. Sie führen Luft oder Wasser. Sieht man Inhalt, etwa Stärkekörner, in denselben, so ist dieser aus benachbarten Zellen durch das Messer verschleppt worden. Vorwiegend im Umkreis der Gefässe, doch auch zwischen die Tracheïden eingestreut, findet man etwas schwächer verdickte, mit protoplasmatischem Zellinhalt, gewöhnlich auch mit Stärke versehene, flach getüpfelte Elemente, welche Holzparenchym- und Faserzellen sind. Die Gefässe sind nur wo sie an einander und an Tracheïden stossen, mit behöften Tüpfeln versehen; wo ein Gefässtüpfel oder Tracheïdentüpfel auf den Tüpfel einer Holzparenchym- oder einer Faserzelle trifft, ist er nur einseitig, nämlich nach der Gefäss- oder Tracheïdenseite zu behöft, das heisst, nur an dieser Seite zeigt sich der Tüpfel an seiner Mündungsstelle verengt.

Die Schliesshaut solcher einseitig behöfter Tüpfel ist ohne centrale Verdickung (ohne Torus) und lässt sich, zum Unterschied von den mit Torus versehenen Schliesshäuten, mit Chlorzinkjodlösung blau färben.[1])

Die Markstrahlzellen sind radial gestreckt, relativ schwach verdickt, mit zahlreichen kleinen Poren. An der äusseren Grenze des Holzkörpers erkennen wir leicht das aus dünnwandigen, flachen, radial angeordneten Zellen gebildete Cambium und jenseits desselben den aus dünnwandigen Elementen gebildeten Basttheil. Ausser Siebröhren und Geleitzellen finden wir in diesem jetzt auch stärkeführende Bastparenchymzellen. Der secundäre, durch die Thätigkeit des Cambiums erzeugte Bast hat somit die letzteren Elemente hinzu erhalten. An hinreichend zarten Schnitten kann man im Bast die Abwechslung nicht collabirter Zellschichten mit collabirten, völlig flachgedrückten verfolgen. Aehnliche flachgedrückte Elemente hatten wir in den einjährigen Zweigen, an der Peripherie des primären Basttheils bereits gesehen; die Erscheinung wiederholt sich somit an dem Bastzuwachs späterer Jahre. Die flachgedrückten Bänder werden später zersprengt, immerhin zeigen sie sich noch längere Zeit deutlich als nach aussen hin immer weiter werdende Bogen. Durch die Einschaltung neuer Markstrahlen erfahren die Basttheile nämlich fort und fort eine Zweitheilung, daher jeder äussere Basttheil zwei innere umspannt. Ausserhalb des Siebtheils findet man in der Rinde die auseinandergesprengten Stücke des Sklerenchymfaserringes. Die Stücke werden durch parenchymatisches Gewebe getrennt. Der Sklerenchymring hat eben in Folge des vom Cambiumring ausgehenden Dickenwachsthums radiale Sprünge bekommen, in welche das anstossende Gewebe der Rinde von beiden Seiten eingedrungen ist. Auch der Collenchymring zeigt sich in Stücke zerlegt, doch erfolgte nicht eigentlich eine Sprengung desselben, vielmehr an einzelnen Stellen eine tangentiale Dehnung seiner Zellen, welche dann in Theilung eintraten und so parenchymatischen Gewebemassen den Ursprung gaben. Die Oberfläche des Stammes wird von Periderm eingenommen, das in schöner Abwechslung breitere Zonen weiter, dünnwandiger und schmälere Zonen enger, dickwandigerer Korkzellen uns vorführt. Wie im Marke und den Markstrahlen, so findet man auch in der Rinde eingestreute Krystalldrusen von oxalsaurem Kalk.

Der radiale Längsschnitt zeigt uns im seeundären Holz zunäehst die weiteren und engeren Gefässe, behöft getüpfelt, mit ringförmigen Diaphragmen, die behöft getüpfelten Traeheïden, die sehwäeher verdiekten, an ihrem Inhalt und an der flaehen Tüpfelung kenntlichen Faserzellen, die kürzeren ebenfalls mit Zellinhalt versehenen und flaeh getüpfelten, sehwächer als die Traeheïden verdickten, zu eontinuirlichen Fäden verbundenen Holzpareuehymzellen. Ist ein Markstrahl gestreift worden, so sieht man dessen dünnwandige Zellen in radialen Zügen fortlaufen. An der äusseren Grenze des Holzes erkennen wir die flachen, inhaltreichen, dünnwandigen, mit queren Wänden auf einander treffenden Cambiumzellen, dann den noch thätigen Basttheil, hierauf die mit collabirten Elementen abwechselnden, nieht collabirten, flachen Elemente des älteren Bastes. Sehr schön tritt uns in der Peripherie das gesehiehtete Periderm entgegen. Der Längssehnitt desselben sieht ganz so wie der Querschnitt aus, die Zellen haben dieselbe Höhe wie Breite. — Beim Sehneiden des Holzes fällt schon dem blossen Auge der gerade Verlauf der Markstrahlen auf. Derselbe rührt von der bedeutenden Länge der Internodien her, innerhalb welcher die Gefässbündel wie die Markstrahlen hier unverändert ihre Richtung beibehalten. Der tangentiale Längsschnitt zeigt uns daher aueh unter dem Mikroskop die Markstrahlen in Gestalt breiterer oder schmälerer, zu einander mehr oder weniger paralleler Streifen, die dureh entspreehende Streifen des Holzkörpers von einander getrennt werden.

Da es immerhin nicht geringe Schwierigkeiten maeht, aus den eomplicirten Bildern, wie sie die Schnitte dureh das Holz zeigen, richtig die einzelnen Elemente herauszufinden, so wollen wir es versuehen, uns aueh nach einer andern Methode zu orientiren. Wir nehmen zu Hülfe das sogenannte Macerationsverfahren. Zu diesem Zwecke übergiessen wir in einem weiten Reagensglase einige Stüekchen ehlorsaures Kali mit so viel Salpetersäure dass die Stücke von derselben vollständig bedeckt sind, legen dann die zu untersuchenden, nicht zu dünnen Längsschnitte hinein und erwärmen nun über einer Flamme, bis dass lebhafte Gasentwicklung eintritt. Dann lassen wir das Reagens noch einige Minuten einwirken und giessen hierauf das Ganze in eine grössere mit Wasser gefüllte Schale ein. Aus dieser werden die herumschwimmenden Präparate mit dem Glasstab in ein anderes Gefäss mit Wasser übertragen und hierauf in einen Wassertropfen auf den Objectträger gebracht. Die Maceration darf übrigens nicht in demselben Raum vorgenommen werden, in welehem die Mikroskope stehen, da die sich entwickelnden Dämpfe denselben sehaden. Die auf dem Objectträger befindlichen Präparate werden mit Nadeln zerkleinert und so in ihre einzelnen Elemente zerlegt. Hat das Reagens richtig eingewirkt, so sind die Mittellamellen zwischen den Zellen aufgelöst worden; die Trennung der Zellen ist daher leieht zu vollziehen. Man findet jetzt unter dem Mikroskop alle die Elemente isolirt wieder, die man zuvor im Verbande studiren musste. Sie sind meist gut erhalten, nur ihres Holzstoffes mehr oder weniger vollständig beraubt, so dass sie sich mit Chlorzinkjodlösung grösstentheils violett färben lassen. Da fallen uns zunächst die getüpfelten Gefässe auf, meist in Stüeke an den Stellen getrennt, die den ringförmigen Diaphragmen entspreehen. Besonders zahl-

reich liegen im Präparat die isolirten Tracheïden; sie sind gestreckt, haben verjüngte, abgerundete Enden und behöfte Tüpfel. Diese Tüpfel präsentiren sich jetzt, bei gequollenen Wänden, als schmale, schräg aufsteigende Spalten; doch kann man immerhin bei Einstellung des optischen Durchschnittes feststellen, dass sich die Spalten nach aussen erweitern. Wo einige Tracheïden verbunden blieben, zeigen die Tüpfel ein Kreuz, weil deren spaltenförmige Mündungen in den anstossenden Zellen entgegengesetzt geneigt sind. — Ausser Gefässen und Tracheïden finden wir in unserem Präparat auch die dünnwandigeren, mit grösseren flachen Tüpfeln versehenen Holzparenchymzellen; sie sind auch an ihrem zusammengeballten, grumösen Inhalte kenntlich. Sie isoliren sich, wie wir jetzt feststellen können, in Formen, die denjenigen der Faserzellen gleichen, erscheinen gelegentlich einlumig, gewöhnlich aber durch quer oder schräg gestellte Wände in mehrere übereinander stehende, kürzere Abschnitte zerlegt. Die einlumigen Formen sind es, die wir Faserzellen bisher nannten, die aber besser, da sie die Holzparenchymzellen ersetzen, als Ersatzfaserzellen zu bezeichnen sind. Die über einander stehenden, zusammen die Form der Ersatzfaser zeigenden Holzparenchymzellen, sind augenscheinlich durch quere Theilung einer einzigen Mutterzelle entstanden. Die queren Scheidewände müssen frühzeitig gebildet worden sein, als die Mutterzelle noch dünnwandig war, denn sie zeigen dieselbe Dicke und dieselbe Tüpfelung wie die Seitenwände; sie können somit nur gleichzeitig mit diesen verdickt worden sein.

Anmerkung zum IX. Pensum.

[1]) Vgl. Russow, Bot. Centralbl. Bd. XIII, pag. 140.

X. Pensum.

Bau des Coniferen-Stammes.

Wir wollen jetzt die schon einmal untersuchte Kiefer (Pinus silvestris) wieder vornehmen und den Bau des Stammes einem eingehenden Studium unterwerfen. Wir werden dies jetzt, nachdem wir das Dickenwachsthum von Aristolochia kennen gelernt haben, mit ganz anderem Verständniss thun können. Charakteristisch für die Coniferen ist, dass der ganze sekundäre Zuwachs im Holz nur aus einer Art von Elementen und zwar aus Tracheïden besteht. Will man somit Gefässe bei den Coniferen finden, so muss man dieselben an der Markkrone, in den primären Holztheilen der Gefässbündel suchen. Selbst in Stämmen von 10 und mehr Centimeter Dicke gelingt das leicht. An Querschnitten durch die Markgegend, die sich für das blosse Auge schon durch ihre dunklere Farbe auszeichnet, sieht man, dass die in das Mark vorspringenden inneren Ränder des Holzkörpers von englumigeren Elementen, mit etwas gebräunten Wänden eingenommen werden. An zarten radialen Längsschnitten aus derselben Gegend stellt man dann fest, dass diese Elemente Schraubengefässe sind. Einige

solche Gefässe, die zugleich Schraubenbänder und behöfte Tüpfel besitzen, vermitteln den Uebergang zu den nur mit behöften Tüpfeln versehenen Tracheïden.

Unsere Untersuchung soll sich jetzt auch eingehender auf das Cambium beziehen und entspricht daher Alcohol-Material am besten unserem Zwecke, denn an frischem Kiefernholze wird das Cambium beim Schneiden meist durchrissen und trockne Stammstücke geben weniger leicht gute Schnitte. Das Alcohol-Material legen wir auch diesmal wieder auf ca. 24 Stunden in ein Gemisch von gleichen Theilen Alcohol und Glycerin, worauf es sich dann besonders gut schneiden lässt. Das Alcohol-Material gewährt uns auch weiter den Vortheil, dass es den Zellinhalt fixirt zeigt. Wir wählen Stücke aus der Peripherie eines dickeren Stammes zur Untersuchung, weil die Tracheïden in den später erzeugten Jahresringen grösser sind. Das Stammstück ist mit Vortheil im Monat Juni oder Juli in Alcohol einzulegen, das heisst zu einer Zeit, wo sich das Cambium in voller Thätigkeit befindet und ich nehme an, dass uns ein solches Stammstück zur Untersuchung vorliegt. Wir beobachten die Schnitte in Glycerin; falls wir sie anderweitig mit Reagentien behandeln wollen, spülen wir sie zuvor in Wasser ab. — Wir beginnen mit einem zarten Querschnitt aus der Peripherie des Stammes, einem Schnitt, der sich über die Rinde, das Cambium und mehrere Jahrgänge des Holzes erstreckt. Wir vergegenwärtigen uns an diesem Schnitte zuerst das uns schon von der Betrachtung der Hoftüpfel her Bekannte. Wir sehen die Tracheïden in radiale Reihen angeordnet; von Zeit zu Zeit verdoppelt sich eine solche Reihe in

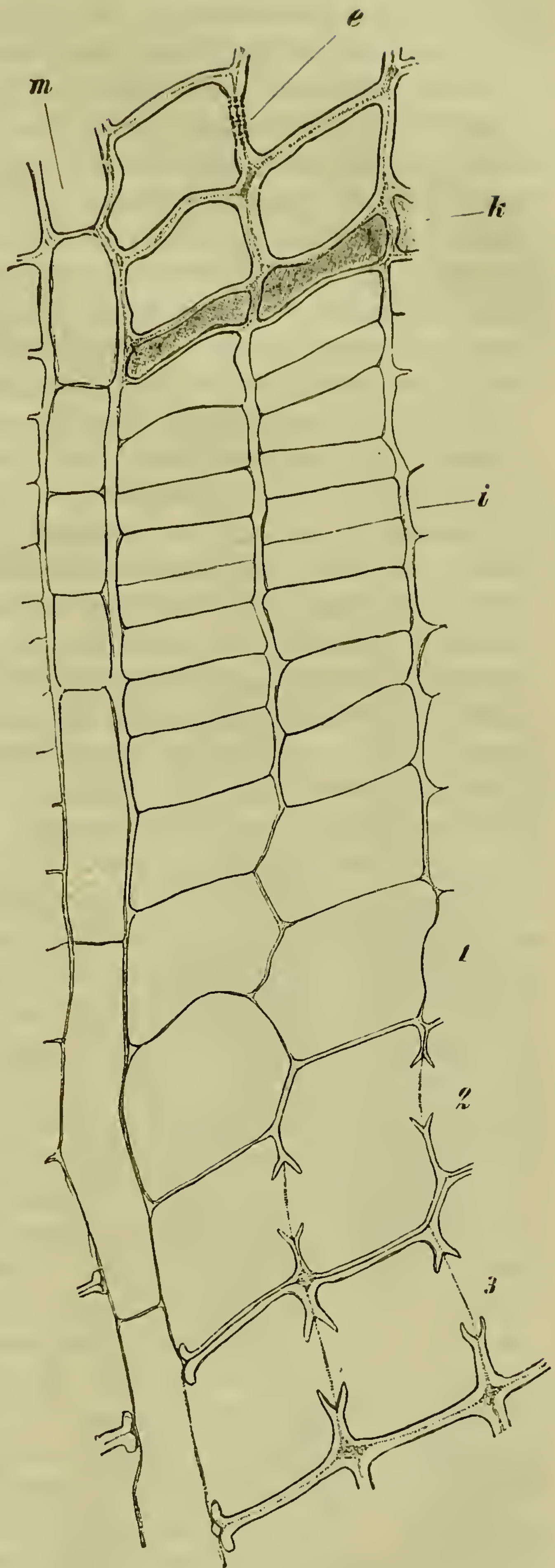


Fig. 46. Partie aus dem Querschnitt eines älteren Stammes von Pinus silvestris. Der Streifen durchsetzt das Cambium (*i* Initialschicht) und endet einerseits im Jungholz, andererseits im Jungbast. 1, 2 und 3 Entwicklungszustände des Hoftüpfels, *m* Markstrahl, *e* Siebplatte, *k* flache Zellen mit braunem Inhalt, später Krystalle führend. Vergr. 540.

der Richtung nach aussen. Die Tracheïden sind im Grundriss viereckig, auch fünf- und sechseckig. Im Herbst werden die Tracheïden enger und dickwandiger. An diese dickwandigen, engen Elemente setzen dann ohne Vermittlung die weniger stark verdickten, weitlumigeren des Frühlingsholzes an, die auch dem blossen Auge sichtbare Jahresgrenze markirend. Parallel zu den radialen Reihen der Tracheïden laufen die schmalen einschichtigen, seltener mehrschichtigen Markstrahlen, die meist auch durch den Stärkegehalt ihrer Zellen ausgezeichnet sind. An den radialen Wänden der Tracheïden stehen die Hoftüpfel, deren Bau wir bereits kennen. Zwischen Tracheïden und stärkeführenden Markstrahlzellen sind sehr weite, „halbbehöfte“ oder „einseitige“ Tüpfel vorhanden, so weit, dass sie fast die ganze Breite der anstossenden Wand der Tracheïden einnehmen. Sie müssen einseitig heissen, denn nur in der Tracheïde ist der Hof entwickelt. Die Schliesshaut ist in die Tracheïde meist vorgewölbt, sie erscheint ohne Torus; behandeln wir das Präparat mit Chlorzinkjodlösung, so färbt sich diese Schliesshaut blau,[1]) während wir sie in den zweiseitigen Hoftüpfeln farblos bleiben sehen. Die Markstrahlzelle ist an denjenigen Stellen, an welchen die tangentialen Wände der Tracheïden ansetzen, mit je einer vorspringenden Verdickungsleiste versehen (vergl. hierzu den Markstrahl *m* und die an denselben anstossenden Tracheïden in Fig. 47). — Es kann der Schnitt aber auch eine Zone inhaltsleerer Markstrahlzellen getroffen haben und dann sind dieselben mit den Tracheïden durch zweiseitig behöfte Tüpfel verbunden. In unmittelbarer Nähe des Cambium sehen wir (Fig. 46) die noch unfertigen Tracheïden, das sogenannte Jungholz. Die Wände der Zellen nehmen hier, nach der cambialen Zone zu, rasch an Dicke ab. Auf Querschnitten aus älteren Stämmen sieht man übrigens oft die radialen Wände innerhalb der Cambialzone wieder dicker werden[2]) (so in unserer Figur 46). Das was wir hier Cambium nennen müssen, besteht aus der, theoretisch als einschichtig anzunehmenden Initialschicht (*i*), die durch fortgesetzte tangentiale Theilungen Gewebemutterzellen nach der Holz- und Bastseite abgiebt und aus diesen, noch in Theilung begriffenen Mutterzellen, welche den Elementen des Holzes und des Bastes den Ursprung geben. Eine scharfe Grenze zwischen der Initialschicht und den Gewebemutterzellen der Holz- und Bastseite ist nicht zu ziehen. Die jüngsten Scheidewände im Cambium erkennt man daran, dass sie scharf an die radialen Seitenwände ansetzen (*i*). Etwas ältere Scheidewände sind hingegen an ihrer Ansatzstelle ein wenig angeschwollen. Nach der Holzseite zu lässt sich die Entwicklungsgeschichte der Hoftüpfel (*1*, *2*, *3*) verfolgen. — Die Reihen der Tracheïden setzen sich, durch das Cambium hindurch in die Reihen der Bastelemente fort, welche zunächst eben so streng die radiale Anordnung einhalten. Die Zellwände verdicken sich auf der Bastseite sehr rasch, haben dort ein mehr mattweisses, weniger glänzendes Aussehen als im Holz. An den radialen Wänden der weitlumigeren Bastelemente, entsprechend den Stellen, wo im Holz die Hoftüpfel stehen, werden hier die Siebtüpfel (*e*) angelegt; man erkennt an sehr zarten Schnitten die feinen Poren, welche diese Tüpfel durchsetzen. Vorwiegend einschichtige Bänder abgeflachter Zellen wechseln mit den starken Lagen der Siebröhren ab.

Diese Bänder stellen das Bastparenchym vor. Die Mehrzahl seiner Zellen zeichnet sich durch einen stark lichtbrechenden, braunen Inhalt aus (*k*). An etwas weiter vom Cambium entfernten Orten sind in dem braunen Inhalt ein bis zwei Krystalle zu sehen. Da bei der Kiefer alljährlich nur ein Bastparenchymband gebildet wird, so lässt sich die Zahl derselben für die Bestimmung des Alters der einzelnen Basttheile benutzen. Zwischen den krystallführenden liegen mit Stärke erfüllte Zellen. Auch sind krystallführende wie stärkeführende Elemente, einzeln oder zu mehreren, zwischen die Siebröhren eingestreut. Die Markstrahlen (*m*) setzen sich vom Holze durch das Cambium in den Bast fort und führen auch in letzterem in einem Theile ihrer Zellen Stärke. — Nur eine verhältnissmässig enge Zone des Bastes wird von den turgescenten, die ursprüngliche Anordnung einhaltenden Elementen eingenommen. Jenseits dieser Zone krümmen sich die radialen Reihen; die Zellwände beginnen sich zu bräunen; die Lumina werden mehr oder weniger zusammengedrückt, so dass die radialen Zellwände wellig verbogen erscheinen. Nur die stärkeführenden Zellen des Bastes und des Markstrahls schwellen bedeutend an, runden sich ab und erscheinen nun als mehr oder weniger kugelige, mit Stärke dicht angefüllte Elemente. Schliesslich sind die Siebröhren und krystallführenden Zellen ganz zerquetscht und tangential gedehnt worden und trennen gleichsam wie geschichtete Häute die grossen stärkeführenden Zellen. Aus letzteren scheint nun die äussere Rinde allein zu bestehen. Weiter nach aussen stösst man in dieser Rinde auf schmale Korkblätter und von diesen peripherisch abgetrenntes, tief gebräuntes und abgestorbenes Gewebe.

Unerwähnt blieben bis jetzt die Harzgänge (Fig. 47), die jeder Querschnitt im Holz zeigt und die an Alcoholpräparaten zwar ihren Harzgehalt eingebüsst haben, doch dafür nur um so schöner ihren Bau zeigen. Der Querschnitt durch das Holz trifft sie der Quere nach. Sie präsentiren sich als ein Intercellulargang (*i*), der von einer Schicht grosser, dünnwandiger Zellen (Epithelzellen, *e*) umgeben ist. Die Wände dieser Zellen sind gebräunt; sie führen einen grossen Zellkern und einen Wandbelag aus Protoplasma. An diese Zellen grenzt eine zweite Schicht ebenso gestalteter, doch inhaltsarmer und abgeflachter, dann eine mehr oder weniger vollständige, auch wohl stellenweise verdoppelte Schicht grosser, Stärke führender Zellen (*a*). Letztere wird von Tracheïden umgeben, stösst eventuell auch an einen Markstrahl. Anschluss an einen solchen ist überhaupt für jeden Harzgang an irgend einer Stelle anzunehmen. Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, entstehen die Harzgänge schizogen, d. h. durch Auseinanderweichen sich zunächst berührender, auch weiterhin bestehen bleibender Zellen.

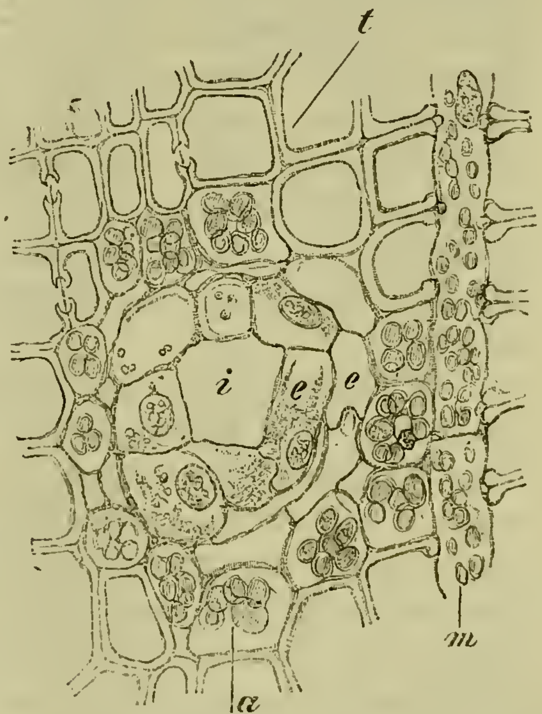


Fig. 47. Harzgang aus dem Holz von Pinus silvestris. *i* der mit Harz erfüllte Gang; *e* das den Gang umgebende Epithel; *a* stärkeführende Zellen; *t* Tracheïden; *m* Markstrahlzellen. Vergr. 240.

Zum Vergleich führen wir jetzt auch einen Querschnitt durch frisches Kiefernholz und constatiren, dass die Harzgänge mit Harz erfüllt sind. Dieses erscheint in den Präparaten in Gestalt stark lichtbrechender, sich ziehender, oft unregelmässig contourirter Tropfen. Fügen wir ein wenig Alcohol hinzu, so sind alsbald die Harztropfen verschwunden. Wir können letztere auch in charakteristischer Weise mit dem rothen Farbstoff der Alkanna-Wurzel tingiren[3]), den wir bereits zum Färben des Oels benutzten. Wir führen zu diesem Zwecke einen Querschnitt durch das Kiefernholz und legen denselben auf den Objectträger in einen Wassertropfen. Hierauf stellen wir einen ähnlichen, dünnen Schnitt aus der Borke einer trockenen Alkanna-Wurzel her, blasen die anhaftenden Theilchen von demselben ab, legen ihn dem Kieferschnitt auf und bedecken mit einem Deckglas. Dann fügen wir einen Tropfen, etwa 50 % Alcohol am Deckglasrande hinzu und lassen das Object eine halbe bis eine ganze Stunde stehen. Wird hierauf die Alkanna-Borke abgehoben und der Kiefernschnitt untersucht, so erscheinen alle Harztheile schön dunkelroth gefärbt, während die übrigen Theile des Präparats völlig farblos blieben.

Die mit Chlorzinkjod behandelten Querschnitte durch das Alcohol-Material zeigen die Tracheïden-Wände gelbbraun, die innersten Verdickungsschichten derselben, welche an das Grenzhäutchen stossen, zum Theil noch violett gefärbt. In der Nähe des Cambiums, in den nicht völlig ausgebildeten Tracheïden, sind protoplasmatischer Inhalt und Zellkern jetzt leicht zu sehen. Eben so sicher ist zu constatiren, dass die Tracheïden mit ihrer Fertigstellung allen lebenden Inhalt verlieren. Das Cambium mit den jüngsten, anschliessenden Zellen hat sich hell violett gefärbt, dunkelviolett die Wände in den älteren Basttheilen. Der Inhalt der krystallführenden Zellen ist braun geblieben, rothbraun erscheinen jetzt die Zellen des Periderms. Die besonders dünnwandigen Innenflächen der den Harzgang umgebenden Zellen färben sich meistens schmutzig violett.

Würden wir die am Coniferenholz früher schon geprüften Holzstoffreactionen hier auf Schnitte, die das Cambium durchsetzen, in Anwendung bringen, so könnten wir das stufenweise Erlöschen der Holzstoffreaction in der Nähe des Cambiums leicht constatiren. Auch das Corallin muss, seinen bereits bekannten Eigenschaften nach, die verholzten Zellen hier anders als die unverholzten färben. Wir erhalten in der That sehr schöne und instructive Bilder, wenn wir die Schnitte für einige Zeit in Corallinsoda legen und dann in Glycerin untersuchen. Die verholzten Membranen sind intensiv roth gefärbt, nach dem Cambium zu verliert sich dieses roth und geht in schwaches gelb über. Im Basttheile haben die Zellwände blasse, röthlichgelbe Färbung; stark rosa gefärbt sind die Siebplatten, besonders wo ihnen ein Callusbeleg aufliegt. Da das Corallin auch die Stärkekörner rosa färbt, so treten diese in den äussern Basttheilen auffallend hervor.

Wir stellen jetzt einen radialen Längsschnitt her und benutzen hierzu wieder das Alcohol-Material. — Der radiale Längsschnitt zeigt uns im Holz die gestreckten, an beiden Enden zugespitzten, kammartig ineinandergreifenden, behöft getüpfelten Tracheïden. Die Flächenansicht der

Hoftüpfel ist uns bereits bekannt. Diese Hoftüpfel werden in den engsten Herbsttracheïden klein und spärlich. Quer über die Tracheïden sehen wir die Markstrahlzellen laufen. Die Markstrahlen haben meist eine geringe Höhe, doch kommen bis 16 Zellen hohe vor. Sie bestehen[4]) aus radial gestreckten, fortlaufend aneinander gereihten Zellen. Die Zellen der Mitte führen Stärke und zeigen nach den Tracheïden zu die grossen flachen, einseitig behöften Tüpfel; die obern und die untern eine bis drei Zellreihen sind inhaltsleer, mit kleinen, behöften Tüpfeln versehen. Letztere stimmen somit in ihrem Bau und ihrem Verhalten mit den Tracheïden des Holzes überein und könnten aus diesem Grunde auch Tracheïden heissen, doch wollen wir diese Bezeichnung auf die Elemente im Holztheil des Gefässbündels allein beschränken. — Das Cambium zeigt in der Längsschnittsansicht schmale, gestreckte, mit mehr oder weniger geneigten Endflächen aufeinander stossende Zellen, aus welchen die Elemente des Holzes und des Bastes hervorgehen und niedrige, breitere Zellen, welche sich beiderseits in die Markstrahlen fortsetzen.

Um die Siebtüpfel[5]) zu studiren, nehmen wir wieder das Alcohol-Material vor und legen die dargestellten Schnitte in eine wässrige Lösung von Anilinblau.[6]) In dieser haben die Schnitte nur wenige Minuten zu verbleiben, worauf sie in Glycerin übertragen werden. Letzteres lässt den Farbstoff nur in den Siebtüpfeln zurück, entzieht ihn allen übrigen Theilen des Schnittes. Jetzt sind bei der mikroskopischen Betrachtung die Siebtüpfel unmöglich zu übersehen. Ihre Färbung ist schön blau und dauerhaft, so dass sich die Präparate aufbewahren lassen. Wir können die Siebtüpfel schon in nächster Nähe des Cambiums unterscheiden und dieselben bis in die Gegend verfolgen, in welcher die Siebröhren zerdrückt werden und die Siebtüpfel daher ihre radiale Stellung einbüssen. Doch verlieren die Siebtüpfel früher schon ihre Tinctionsfähigkeit. Die Siebröhren haben die Gestalt der Cambiumzellen, sie tragen die Siebtüpfel nur auf den radialen Wänden, so wie die Tracheïden die Hoftüpfel. Die Siebtüpfel sind übrigens kleiner als die Hoftüpfel. Sie erscheinen uns als runde bis ovale Flecke, die in eine unbestimmte Anzahl eckig umschriebener fein punktirter Felder getheilt werden (Fig. 48). In einiger Entfernung vom Cambium sind die Siebtüpfel von einer homogenen, sich glänzend himmelblau färbenden Substanz überzogen, es ist dies die Callusplatte. Weiterhin wird diese wieder aufgelöst, der Siebtüpfel ist nackt und färbt sich überhaupt nicht mehr. Die Siebröhren sind hier bereits ausser Function. Unschwer zu erkennen ist, dass die thätigen Siebröhren protoplasmatischen Inhalt führen, doch fehlt ihnen, auffallender Weise, der Zellkern, der schon in jugendlichen Siebröhren schwindet.

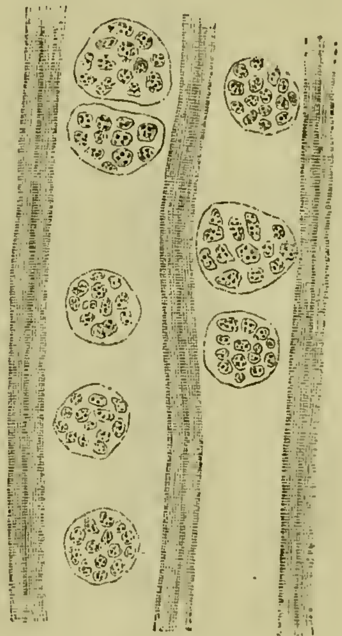


Fig. 48. Pinus silvestris. Theile zweier Siebröhren mit Siebtüpfeln. Vergr. 540.

Die krystallführenden Schläuche des Bastes zeichnen sich auf dem Längsschnitt durch ihren braunen Inhalt aus, sie sind relativ kurz, stossen

vorwiegend mit queren Wänden auf einander und sind augenscheinlich durch quere Theilung der Cambiumzellen entstanden. Sie führen zahlreiche, über und neben einander gelagerte, prismatische Krystalle. Es treten uns ausserdem die stärkeführenden Zellen entgegen. Dieselben sind noch kürzer als die Krystallzellen, liegen in Fäden über einander, sind auch einzeln oder in längerer Reihe den krystallführenden Zellen eingeschaltet. Diese stärkeführenden Zellen schwellen später sehr bedeutend an. — Die Markstrahlen lassen sich aus dem Holz in den Bast leicht verfolgen; sie behalten dort ihren Bau im Wesentlichen bei; nur verlieren sie ihre charakteristische Tüpfelung; die inneren stärkeführenden Reihen werden immer noch von inhaltsleeren Randzellen oben und unten eingefasst.

Die Harzgänge präsentiren sich im Längsschnitt als lange fortlaufende Röhren; sie werden von den uns schon bekannten Zellen, die nur geringe Länge haben, mit queren Wänden aufeinanderstossen und sich mehr oder weniger in den Harzgang vorwölben, eingefasst. Man trifft auch Markstrahlen, die einen Harzgang in ihrem Innern führen. Ein solcher Harzgang hat dementsprechend einen radialen Verlauf, und gelingt es oft, ihn durch das Cambium hindurch aus dem Holz in den Bast zu verfolgen.

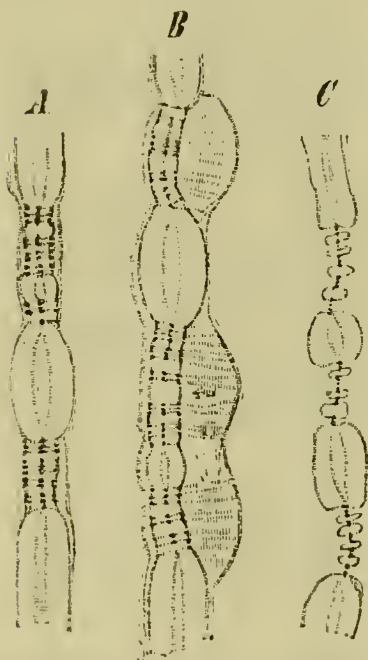


Fig. 49. Pinus silvestris. Wandtheile der Siebröhre nach Chlorzinkjodbehandlung. *A* vor Bildung der Callusplatte; *B* nach Bildung derselben; *C* aus einer ausser Thätigkeit gesetzten Siebröhre. Vergr. 540.

Der tangentiale Längsschnitt, den wir ebenfalls aus dem Alcohol-Material gewinnen, muss mindestens an zwei Stellen ausgeführt werden, nämlich einmal im Holz und einmal im Bast. Der Holzschnitt zeigt uns die Tracheïden und die durchschnittenen Markstrahlen. Letztere erscheinen mit spindelförmigem Umriss, weil ihre Zellen gegen die beiden Enden hin schmäler werden. Die niedrigsten Markstrahlen sind etwa dreizellig, die meisten etwa achtzellig, doch kann ihre Höhe bis auf etwa 20 Zellen steigen. Die niedrigen sind stets einschichtig, die höheren können in der Mitte mehrschichtig werden, die letzteren haben dann gewöhnlich einen Harzgang, der sich jetzt quer durchschnitten zeigt, aufzuweisen. — Ein den zu stellenden Anforderungen entsprechender Bastschnitt ist nicht ohne Weiteres zu erlangen. Es bleibt uns nichts übrig, als von den älteren Basttheilen aus beginnend eine grössere Zahl aufeinander folgender Schnitte auszuführen, bis dass wir das Jungholz erreicht haben. Diese Schnitte durchmustern wir hierauf bei schwacher Vergrösserung, und suchen diejenigen aus, welche die noch activen Siebröhren enthalten. Hierbei können wir uns an den Callusplatten orientiren, die selbst ohne Tinction und bei schwacher Vergrösserung als stark lichtbrechende, den Zellwänden anliegende Wulste in die Augen fallen. Am besten lässt sich der durchschnittene Siebtüpfel in Chlorzinkjod, dem wir eine gleiche Menge halb mit Wasser verdünnter Jodjodkaliumlösung hinzufügen, studiren. Das Bild des Siebtüpfels ist in dieser Ansicht das nämliche wie

im Querschnitt, doch die Zahl der getroffenen Siebtüpfel sehr gross und daher ein günstiger Durchschnitt leichter zu bekommen. Man wird denselben am schnellsten wohl an den Rändern des Schnittes finden. Die Siebtüpfel (Fig. 49 *A*) präsentiren sich uns im Profil, innerhalb der vom Messer getroffenen, radialen Siebröhren-Wände. Die Wände selbst sind in der Chlorzinkjodlösung etwas gequollen und haben violette Färbung angenommen. Der Siebtüpfel ist, soweit er einer noch thätigen Siebröhre angehörte, rothbraun tingirt. Diese Tinction rührt von den Plasmasträngen her, die beiderseits in die Siebfelder vordringen. So sieht es denn aus, als wenn der Siebtüpfel von rothbraunen Stiften durchsetzt wäre (vergl. die Figur). — Die Callusplatten (*B*) haben sich, falls die Chlorzinkjodlösung nicht zu concentrirt war und nicht lösend einwirkte, rothbraun gefärbt. Die Siebtüpfel ausser Function gesetzter Siebröhren (*C*) erscheinen hell violett; die Plasmastränge und die Callusplatten sind an denselben verschwunden. — Tingiren wir einen solchen tangentialen Längsschnitt in Anilinblau, untersuchen ihn in Glycerin, so fallen uns die leuchtend blauen Callusplatten sehr in die Augen. Wir können das Anwachsen derselben einerseits, das Schwinden andererseits leicht verfolgen.

Anmerkungen zum X. Pensum.

1) Russow, Bot. Centralbl. 1883, Bd. XIII, pag. 140.
2) Sanio, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IX, pag. 51; E. Strasburger, Zellhäute, pag. 39.
3) Nach N. J. C. Müller, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. V, pag. 398.
4) Näheres bei de Bary, vergl. Anatomie. pag. 505.
5) Janczewski, Mém. de la soc. d. sc. nat. de Cherbourg. Vol. XXIII, pag. 260; E. Strasburger, Zellhäute, pag. 57; Russow, Dorp. naturf. Gesellsch. 17. Febr. 1882, pag. 264.
6) K. Wilhelm, Beiträge zur Kenntniss des Siebröhrenapparates. 1880. pag. 36; Russow, Stzber. d. Dorp. naturf. Gesellsch. 1881, pag. 63.

XI. Pensum.

Bau des Lindenstammes, bicollaterale Gefässbündel der Cucurbitaceen, Siebröhren.

Als weiteres Untersuchungsobject wählen wir die Linde (Tilia parvifolia). Der Querschnitt durch einen 5 *mm.* dicken Zweig zeigt uns ein grosszelliges Mark, dessen lufthaltige Zellen um einzelne engere, mit feinkörnigem, braunen Inhalte erfüllte Zellen rosettenförmig gruppirt sind. In den äusseren Theilen des Markes liegen Gummibehälter, die Höhlungen in dem parenchymatischen Gewebe bilden, doch bereits inhaltsleer sind. An seinem äussersten Rande ist das Mark kleinzellig, die Zellen mit feinkörnigem Inhalt erfüllt. In dieses kleinzellige Gewebe ragen die primären Holztheile der Gefässbündel hinein. Die abrollbaren Schraubengefässe derselben fallen, durch die hier und da hervorgetretenen Verdickungsbänder, schon im Querschnitt in die Augen. Wir zählen etwa fünf Jahresringe an

dem Querschnitt eines 5 *mm.* dicken Zweiges ab, wobei uns vielleicht auffallen wird, dass die aufeinander folgenden Jahresringe sehr verschieden stark sein können. Im Frühjahr werden grosse Gefässe dicht an einander erzeugt und markiren vor Allem die Jahresgrenze. Weiterhin entstehen die weiten Gefässe nur vereinzelt, oder in vereinzelten Gruppen; in den letzten Phasen der Vegetation bildet das Cambium nur englumige Elemente. Jenseits des Cambiums fallen vor Allem die sich keilförmig zuspitzenden Basttheile auf. In denselben ist eine Abwechslung tangential orientirter weisser und dunkler Streifen gegeben. Die glänzend weissen Streifen werden von den zahlreichen, fest verbundenen Bastfasern gebildet, deren Wände fast bis zum Schwinden des Lumens verdickt sind. Das Lumen jeder einzelnen Zelle zeigt sich nur noch als schwarzer Punkt. Die Streifen haben unregelmässigen Contour, können auch wohl unterbrochen sein. Die dunkleren Streifen zwischen den weissen bestehen aus englumigeren, stärkeführenden Zellen, die sich vornehmlich an die Bastfasern anlehnen und Bastparenchym sind und aus weitlumigen Elementen, die sich mehr in der Mitte der Streifen halten und in denen wir Siebröhren erkennen. Kleine Zellen, die in oft ganz auffallender Weise von den Ecken der Siebröhren abgeschnitten werden, sind die Geleitzellen. Man wird ungefähr doppelt so viel secundäre Bastfaserstreifen zählen können, als Jahresringe im Holz vorhanden sind. Es entstehen, von den beiden ersten Jahren abgesehen, zwei Bastfaserstreifen annähernd regelmässig in jedem Jahr. Der äusserste Rand der Figur wird von dem primären Sklerenchymstrange eingenommen, der von den secundären Baststrängen in keiner Weise abweicht. Die primären Markstrahlen im Holzkörper sind meist zwei, hin und wieder auch mehr, Zelllagen stark; die secundären Markstrahlen nur eine Zelllage. Sie lassen sich durch das Cambium bis zur primären Rinde respective in die Bastkörper verfolgen. Die Enden der primären Markstrahlen sind bedeutend erweitert und trennen die Basttheile. Sie bilden umgekehrt wie jene orientirte Keile. Die zahlreichen tangentialen Theilungen in diesen Markstrahlenden haben eine Anordnung der Zellen zu tangentialen Reihen veranlasst. Der Aussenrand der Markstrahlen und die primären Theile der Bastkörper tauchen in die lebhaft grüne, primäre Rinde. In den äusseren Theilen der Markstrahlen und in der primären Rinde fallen zahlreiche Krystalldrusen auf. Folgen nach aussen die chlorophyllhaltigen, an ihren weissen, besonders in den Ecken stark verdickten Wänden leicht kenntlichen „Collenchymzellen". Die Oberfläche des Stammes nimmt ein regelmässig entwickeltes Periderm ein, dessen flache Zellen ihrem Alter gemäss, das heisst von innen nach aussen fortschreitend, immer stärker gebräunt sich zeigen.

Am radialen Längsschnitt stellen wir fest, dass die Gefässe des secundären Holzes behöft getüpfelt sind, ausserdem noch zwischen den Tüpfeln als innerste Verdickungsschicht Schraubenbänder führen. Die aufeinanderstossenden Gefässenden zeigen eine geneigte, mit einer einzigen grossen Oeffnung perforirte Wand. Ausser den Gefässen und zwar durch Zwischenformen mit denselben verbunden, sind, namentlich im Herbstholz, ebenso wie die Gefässe verdickte, doch an beiden Enden zugespitzte und dort geschlossene Tracheïden zu sehen. Zwischen

den Gefässen und den Tracheïden liegen gestreckte, an beiden Enden zugespitzte, mit kleinen spärlichen, am Grunde schwach behöften Tüpfeln besetzte „Holzfasern“ (Libriformfasern) und enge mit Oeltröpfchen oder Stärke erfüllte, unbehöft getüpfelte, mit queren, ebenso getüpfelten Wänden aufeinanderstossende Holzparenchymzellen. Die Holzfasern sind länger als die Tracheïden, wie jene ohne lebenden Inhalt, nur Wasser führend; ihnen functionell jedenfalls nahe verwandt. Die Tüpfel der Holzfasern münden im Zelllumen mit einem engen Spalt, der in den anstossenden Zellen entgegengesetzt geneigt ist; daher sich bei mittlerer Einstellung ein kleines Kreuz im Tüpfel zeichnet. In diesen Holzfasern, wie fast allgemein in den mechanischen Elementen (den Stereïden) steigen die spaltenförmigen Tüpfel links auf, das heisst, sie folgen einer linksläufigen Schraubenlinie.[1]) — In der Wandung der Gefässe sind die Tüpfel nur dort gross und zahlreich entwickelt, wo ein Gefäss an ein anderes, oder an eine Tracheïde grenzt. Die an die Holzfasern stossenden Wandflächen sind ebenso spärlich und klein getüpfelt wie jene. Dort wo Holzparenchymzellen an ein Gefäss anschliessen, ist eine entsprechende Beeinflussung der Tüpfelung ebenfalls zu erkennen; die Gefässtüpfel sind dort nur einseitig nach dem Gefäss zu behöft. Die Herbstholzfasern werden besonders eng. — Die Markstrahlen laufen als quere Streifen von bedeutender Höhe durch das Holz; sie bestehen aus rechteckigen, radial gestreckten Zellen, die Stärke führen und namentlich an den tangential gestellten Wänden sehr zahlreiche Tüpfel besitzen. Im Bast sieht man die sehr langen, stark verdickten, an den Enden zugespitzten weissen Bastfasern, zwischen den Bastfasersträngen kurze, mit queren Wänden versehene, Stärke, hin und wieder auch Krystallprismen führende Parenchymzellen und die Siebröhren, deren Siebplatten, wenn schräg gestellt, durch quere Balken in mehrere Abschnitte zerlegt sich zeigen. Ausserdem bietet einiges Interesse noch das Collenchym und der Kork. Da aber die Collenchym- und Korkzellen ebenso hoch als breit sind, so gleicht das Bild derselben im Längsschnitte, demjenigen des Querschnittes vollständig.

Der tangentiale Längsschnitt bestätigt den aus radialen Längsschnitten gezogenen Schluss auf die sehr bedeutende Höhe einzelner Markstrahlen. Die Markstrahlen sind entweder in der ganzen Höhe einschichtig, oder in der Mitte doppelschichtig. Im Uebrigen finden wir dieselben Elemente wie am Radialschnitt wieder.

Kehren wir nach Betrachtung der Längsschnitte zu dem Querschnitt zurück, so gelingt es uns jetzt wohl auch an diesem den Bau des Holzes zu erkennen. Die Hauptmasse des Holzes wird von Holzfasern gebildet, im Herbstholz sind dieselben flacher und fast allein vorhanden. Die Tüpfel der Holzfasern sind schwer zu sehen; wo man solche bemerkt, zeigen sie nur an ihrem Grunde einen kleinen Hof. Die Gefässe und Tracheïden lassen sich an ihren behöften Tüpfeln erkennen; nur wo diese Elemente aneinander stossen, sind die Tüpfel sehr zahlreich. Eine scharfe Grenze zwischen Gefässen und Tracheïden ist auch am Querschnitt nicht zu ziehen. Die Holzparenchymzellen zeichnen sich durch geringe Weite aus, sie liegen vorwiegend um die Gefässe und sind auch

einzeln zwischen die übrigen Elemente eingestreut. Ihren Stärkegehalt nach Jodbehandlung kann man nur an dickeren Stellen des Schnittes zu



Fig. 50. Tilia parvifolia. Durch Maceration isolirte Elemente aus dem secundären Holz und Bast. *A* u. *B* Holzfasern (Libriform); *C* Holzparenchym; *D* u. *E* Tracheïden; *F* Gefässtheile; *G* Bastfasern. Vergr. 180.

ihrer Erkennung benutzen, da an dünneren Stellen die Stärke durch das Messer meist über alle Zellen verstreut wird.

Chlorzinkjodlösung färbt die Holztheile gelbbraun, das Cambium violett. Im Bast ist eine schöne Abwechslung zwischen den violetten, dünnwandigen Partieen und den hellgelben, dickwandigen Bastfasern gegeben. Die verlängerten Markstrahlen und die primäre Rinde sind violett, der Kork rothbraun.

Corallin färbt das Holz kirschroth, die Bastfasern ganz auffallend schön glänzend rosenroth. Die Siebplatten treten in fuchsrother Färbung selbst am Querschnitt deutlich hervor.

Der Schwierigkeiten wegen, welche das Studium des secundären Holzes bereitet, wollen wir auch hier das Macerationsverfahren zu Hülfe nehmen und die Elemente isolirt von einander betrachten. Wir verfahren ebenso wie vorhin mit Aristolochia (pag. 87) und zerkleinern den macerirten Schnitt mit den Nadeln. Da treten uns in den Präparaten besonders massenhaft die Holzfasern entgegen

(Fig. 50, *A*, *B*). Die Quellung der Wände bewirkt jetzt, dass die Tüpfel an denselben noch kleiner erscheinen; sie steigen schräg spaltenförmig auf. Die kurzen Parenchymzellen, an ihrem Inhalt kenntlich, getrennt, oder meist noch zu Fäden verbunden die im äussern Umriss den Holzfasern gleichen (*C*), liegen zwischen den Holzfasern zerstreut. Wir finden weiter, in geringerer Anzahl, mit Schraubenbändern versehene Tracheïden, im äussern Contour mehr den Holzfasern (*E*), oder mehr den Gefässen (*D*) sich nähernd; endlich die Gefässe, in Abschnitte getrennt (*F*), oder längere Röhren bildend. Auch fallen uns in dem Präparat die sehr langen, mit äusserst engem Lumen versehenen Bastfasern (*G*) auf. Aufmerksame Betrachtung der Tracheïden und Gefässe lässt constatiren, dass die spaltenförmigen Mündungsstellen der Tüpfel entgegengesetzte Neigung als die Schraubenbänder zeigen, in weiteren Gefässen ist ihre Neigung auch viel steiler, als diejenige des Schraubenbandes, in den engen Tracheïden etwa eben so steil. — Die Tracheïden können, wie eben berührt wurde, den Gefässen sehr ähnlich sein; in der That ist eine scharfe Trennung zwischen den weitesten Tracheïden und den engsten Gefässen hier kaum durchzuführen. Entscheiden würde in den einzelnen Fällen der Umstand, ob das betreffende Element an den Enden perforirt ist oder nicht. Doch da diese Entscheidung gerade in den fraglichen Fällen oft grosse Schwierigkeit macht, so haben wir aus practischen Gründen hier und an anderen Orten von derselben abgesehen. Thatsächlich ist diese Entscheidung auch nicht von grossem Belang, da Gefässe und Tracheïden, wie wir an diesem Beispiel sehen, ohne scharfe Grenzen in einander übergehen können. Wir haben uns daher auch bis jetzt in der Wahl der Bezeichnung mehr durch die äussere Form bestimmen lassen und in fraglichen Fällen die röhrenförmigen Formen den Gefässen, die faserförmigen den Tracheïden zugezählt.

Bei den Cucurbitaceen, aus deren Reihe wir Cucurbita Pepo zur Untersuchung wählen wollen, haben die Gefässbündel zwei Basttheile aufzuweisen, den einen auf der Aussenseite, den andern auf der Innenseite des Holztheils. Diese Gefässbündel sind somit bicollateral gebaut. Der äussere Basttheil ist durch das Cambium vom Holztheil geschieden, der innere stösst unmittelbar an den Holztheil an. Will man das Gefässbündel fertig ausgebildet sehen, so untersuche man Stengeltheile von mindestens 8 *mm.* Dicke, also Theile, die etwa um einen halben Meter vom Vegetationspunkte entfernt sind. An 5 bis 6 *mm.* dicken Stengeln, somit näher dem Vegetationspunkte, findet man die grössten Gefässe noch nicht fertig ausgebildet. Wir nehmen zunächst Alcohol-Material in Untersuchung, weil dieses verschiedene Vortheile gewährt. — Das Gefässbündel ist ohne Scheide und nicht scharf gegen das umgebende Grundgewebe abgegrenzt. Man kann aber besser umschriebene Bilder erhalten, wenn man die Schnitte kurze Zeit der Einwirkung von Anilinblau aussetzt und hierauf in Glycerin untersucht. Die zum Gefässbündel gehörigen Theile erscheinen dunkler als das Grundgewebe tingirt. Sehen wir von dem inneren Siebtheile ab, so schliesst das Bild so nah an die uns bereits bekannten dicotylen Gefässbündel, wie von Ranunculus, Chelidonium, an, dass wir uns wohl ohne Schwierigkeit in demselben zurechtfinden werden. Wir betrachten

zunächst den Querschnitt eines völlig ausgewachsenen Gefässbündels, mit fertigen Gefässen, und zwar suchen wir uns den normalsten Fall aus, wo zwei grösste Gefässe vorhanden sind. Diese Gefässe gehören zu den weitesten, die überhaupt bekannt sind. Zwischen denselben liegen ziemlich weitlumige, meist etwas radial gestreckte, ebenso stark wie die Gefässe und zwar deutlich netzförmig verdickte Zellen des primären Holzparenchyms. Folgen nach innen Gefässe, deren Durchmesser bedeutend hinter demjenigen der beiden grössten zurückbleibt und weiter nach innen noch mehr sinkt. Zwischen diesen Gefässen liegt dünnwandiges Holzparenchym, das sich über die Grenze der innersten Gefässe noch fortsetzt. An dieses dünnwandige Gewebe stösst endlich der innere Basttheil, der aus weitlumigen Siebröhren, aus deren engen Geleitzellen und aus Bastparenchym besteht.

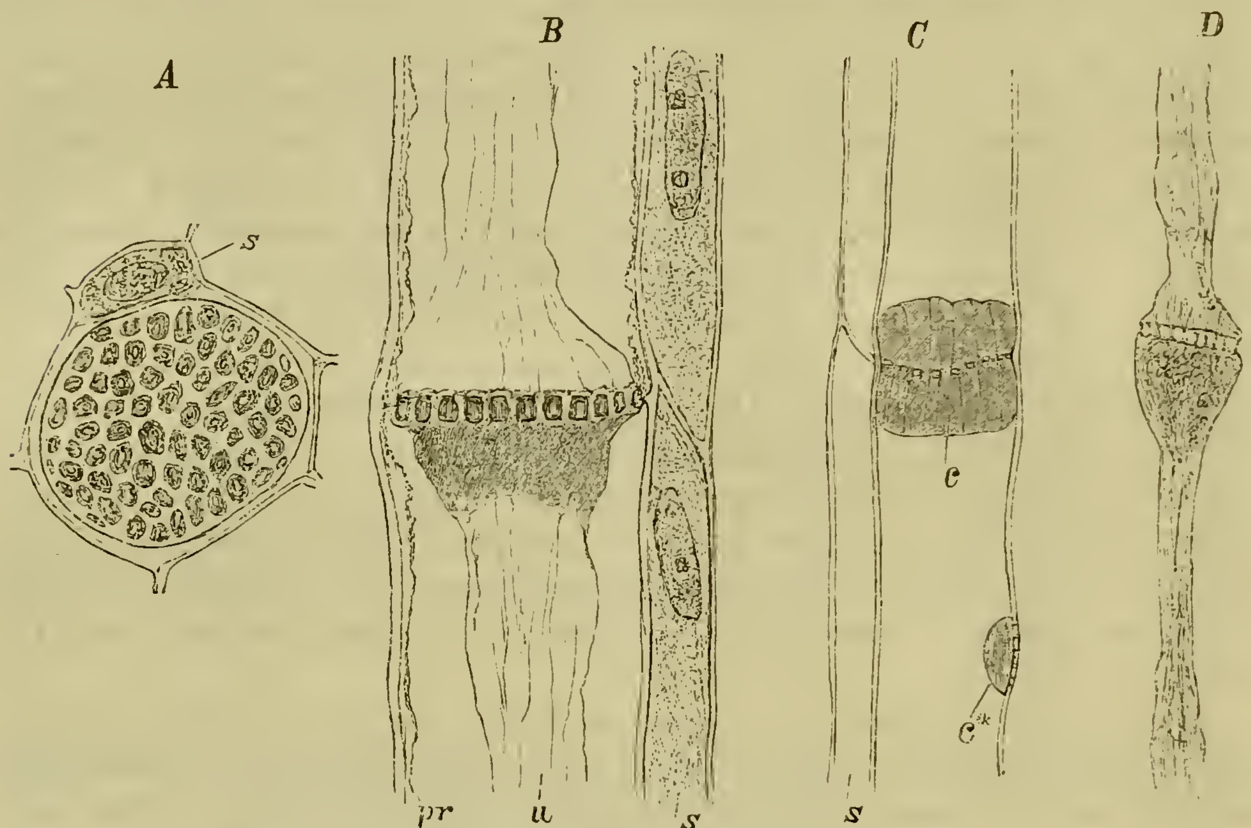


Fig. 51. Cucurbita Pepo. Theile von Siebröhren. *A* im Querschnitt, *B* bis *D* im Längsschnitt. *A* eine Siebplatte von oben. *B* und *C* die anstossenden Theile zweier Siebröhren von der Seite. *D* die verbundenen Theile der Schleimstränge zweier Siebröhren nach Schwefelsäure-Behandlung. *s* Geleitzellen; *u* Schleimstrang; *pr* Protoplasmaschlauch; *c* Callusplatte; *c** kleine einseitige Callusplatte eines seitenständigen Siebfeldes. Vergr. 540.

Leicht hat man hier Gelegenheit die quer gestellten Siebplatten von oben zu sehen (Fig. 51 *A*). Die Geleitzellen (*As*) treten besonders scharf mit ihrem dunkelblau tingirten Inhalt hervor. An der Aussenseite des Holztheils sieht man die dünnwandigen, radial angeordneten Cambiumzellen direct auf die beiden grössten Gefässe und die zwischen denselben befindlichen dickwandigen Holzparenchymzellen folgen. Dann kommt der äussere Basttheil, der ebenso wie der innere gebaut ist. In beiden Basttheilen sind die Siebplatten, wo solche getroffen werden, leicht an ihrer Felderung kenntlich. Die Felder erscheinen je nach dem Entwicklungszustand der Siebplatte, von einem grossen oder kleineren Porus durchsetzt. In älteren Siebröhren sind die Poren enger und von stark lichtbrechender Substanz ausgekleidet. (So in *A*, Fig. 51.) Oft auch zeigt sich die Siebplatte von einem violettblau gefärbten Substanzklumpen bedeckt. In den engeren

Siebröhren, an dem äusseren und dem inneren Rande des Gefässbündels, hat der Schnitt auch wohl eine Callusplatte freigelegt, die als homogene, schön himmelblau gefärbte Masse uns entgegenleuchtet. Stellen wir auf eine solche Callusplatte tiefer ein, so können wir in derselben das Maschenwerk der Siebplatte erkennen. Die Gefässbündel stehen, wie eine Betrachtung des Querschnitts bei schwacher Vergrösserung zeigt, in zwei Ringe angeordnet. Die Gefässbündel des äusseren Ringes stehen vor den Kanten, diejenigen des inneren Ringes wechseln mit den äusseren ab. — Den Schutz der inneren Theile besorgt am Stengel ein Ring von Sklerenchymfasern, deren Elemente sich weit dunkler als das grosszellige Grundgewebe gefärbt haben. Auf diesen folgt nach aussen chlorophyllhaltiges Rindenparenchym und dann typisch entwickeltes, stellenweise unterbrochenes, farblos gebliebenes, weissglänzendes Collenchym. An den Unterbrechungsstellen des Collenchyms reicht das Rindenparenchym bis an die Epidermis, welche an den betreffenden Stellen ihre Spaltöffnungen führt. Im Innern ist der Stengel hohl. — Querschnitte durch dünnere, 5 bis 6 *mm.* starke Stengel, zeigen die grössten Gefässe und die zwischen denselben liegenden Elemente noch in Bildung begriffen. Es kommt nun nicht selten vor, dass von den beiden grössten Gefässen nur eines fertig gestellt wird, das andere hingegen obliterirt; dann erlangt das eine meist einen ganz colossalen Durchmesser. In manchen Fällen können auch beide Gefässe obliteriren. Endlich trifft man vereinzelte Fälle, wo beide Gefässe vorhanden und doch beide so gross sind, wie sonst nur eines zu werden pflegt.

Radiale Längsschnitte, die ein Gefässbündel richtig getroffen haben, lehren uns, dass die engsten Gefässe Ring- und Schraubengefässe sind, die weiteren getüpfelt, mit ringförmigen, quer gestellten Diaphragmen. Die beiden grössten Gefässe haben unregelmässig netzförmig verdickte Wände, zwischen den Maschen des Netzes zahlreiche Tüpfel. Man wird hier nicht selten Längsschnitte erhalten, welche die grössten Gefässe mit noch vollständigen Querwänden vorführen. Alsdann ist auch noch ein dünner protoplasmatischer Wandbeleg in den Zellen und ein Zellkern vorhanden. Manche Querwände werden aber bereits in dem mittleren Theil stark gequollen sein und daher sich in der Durchschnittsansicht wie biconvexe Linsen präsentiren. Längsschnitte aus nächst älteren Stengeltheilen zeigen uns an Stelle dieser Scheidewände schliesslich nur noch schmale, an der Seitenwandung des Gefässes inserirte Ringe. Der protoplasmatische Inhalt der Zellen, sowie die Zellkerne sind dann verschwunden. — Das dünnwandige Gewebe zwischen den engeren Gefässen besteht aus gestreckten, mit queren Wänden aufeinander stossenden Parenchymzellen, ist somit dünnwandiges, primäres Holzparenchym. Die stärker verdickten Zellen zwischen den grossen Gefässen sind reichlich und zwar flach getüpfelt, haben auch getüpfelte Querwände aufzuweisen, gehören somit zum dickwandigen, primären Holzparenchym. Als besondere Eigenthümlichkeit dieser Zellen fällt hier der wellige Verlauf ihrer senkrecht an die Gefässe stossenden Wände auf. Dieser Verlauf wird dadurch veranlasst, dass die ansetzende Wand den Gefässtüpfeln ausweicht. Man findet in diesen Holzparenchymzellen Protoplasmaschlauch und Zellkern.

Zu beiden Seiten des Gefässbündels können wir an den Längs-

schnitten, die so überaus weiten Siebröhren bequem studiren.[2] (Fig. 51, *B*). Wir legen auch zu diesem Zwecke die Längsschnitte für kurze Zeit in Anilinblau ein, um sie hierauf in Glycerin zu untersuchen. Nach längerem Liegen in letzterem haben sich die Zellwände mehr oder weniger entfärbt, während der Inhalt der Siebröhren den Farbstoff zurückhielt. Fast alle Siebplatten sind quer gestellt, nur wenige haben eine geneigte Lage. Die meisten derselben erscheinen von einer stark lichtbrechenden, callösen Substanz überzogen, und zeigen dem entsprechend eine nicht unbedeutende Dicke. (Fig. *B*.) Durch diese Eigenschaften fallen sie uns schon bei schwacher Vergrösserung auf. In unseren Anilinblau-Präparaten sind diese Siebplatten rein blau gefärbt. Im Innern der nämlichen Siebröhren, welche diese Siebplatten aufzuweisen haben, ist ein schlauchförmiger axiler Strang (*u* zu) sehen. Es ist dies ein Schleimstrang, der, an seinen Enden sich erweiternd, die Siebplatten fast vollständig deckt. Er hat sich indigoblau gefärbt. Die an die Siebplatten ansetzenden Enden sind meist mit Inhalt dichter angefüllt (vergl. in *B*). Die Ansammlung des Inhalts ist an den beiden, oder nur dem einen, dann (bei natürlicher Lage des Präparats) dem obern Ende der Siebröhre zu bemerken. Ausser dem Schlauche weist die Siebröhre, bei aufmerksamer Betrachtung, einen zarten Wandbeleg aus Protoplasma (*pr*) auf. Ein Zellkern ist nicht vorhanden. In etwas jüngeren Siebröhren sieht man den Schleimstrang oft, durch die Poren der Siebplatte hindurch, blasenförmige, respective wurmförmige Ausstülpungen in die benachbarte Siebröhre treiben. Diese Ausstülpungen fallen selbst bei schwacher Vergrösserung auf. Sie zeigen an derselben Siebplatte alle die gleiche Richtung, können aber an aufeinanderfolgenden Siebplatten entgegengesetzt orientirt sein. An älteren Siebplatten ist von solchen Ausstülpungen nichts mehr zu sehen; die callöse Substanz an der Siebplatte hat zugenommen und die Siebfelder verengt; durch diese verengten Poren setzt sich jetzt der schleimige Inhalt der einen Siebröhre continuirlich in denjenigen der andern fort (so in *B*). An dem äusseren und dem inneren Rande des Gefässbündels fallen uns, wie im Querschnitt, mit Callusplatten bedeckte Siebplatten auf (Fig. 51, *C*). Diese Callusplatten zeichnen sich durch ihren hohen Lichtglanz deutlich aus, und sind himmelblau tingirt. In der Mitte der Callusplatte ist die Siebplatte mehr oder weniger deutlich zu erkennen. Die Callusplatte besteht hier somit aus zwei Hälften, welche den benachbarten Siebröhren angehören und durch die Poren der Siebplatte hindurch verbunden sind. Eine zarte Streifung ist öfters in der Callusplatte zu erkennen (vergl. die Figur), und zwar gehen diese Streifen durch die Poren der Siebplatte. Wo zwei Siebröhren seitlich an einander stossen, kommen kleine Siebfelder an der gemeinsamen Seitenwand vor. Auch diese erhalten später eine einseitige (c*) oder beiderseitige Callusplatte und werden hierdurch auffallend. — Neben den Siebröhren, denselben an Länge bedeutend nachstehend, laufen die Geleitzellen (*s*). Sie führen reichen protoplasmatischen Inhalt und einen Zellkern. Die in Entwicklung begriffenen Siebröhren zeigen indigoblau gefärbte Schleimtropfen in ihrem Wandbeleg.

Zum Vergleich ist es nöthig, einige Längsschnitte durch frisches Material auszuführen. Die Siebplatten fallen an demselben ebenso deutlich

wie an Alcohol-Material auf. Die Schleimansammlungen an den Siebplatten sind gut zu sehen; doch nirgends zeigt sich der Schleim als besonderer Strang von den Seitenwänden der Siebröhren zurückgezogen. Diese Erscheinung tritt somit erst unter dem Einflusse des Alcohols ein.

Anmerkungen zum XI. Pensum.

1) Vergl. Schwendener, Das mech. Princip, pag. 8.

2) Vergl. hierzu vornehmlich de Bary, Vergl. Anat. pag. 179; K. Wilhelm, Beiträge zur Kenntniss des Siebröhren-Apparates dicotyler Pflanzen; E. v. Janczewski, Etudes comparées sur les tubes cribreux, Mém. de la soc. nat. des sc. nat. de Cherbourg T. XXIII; Russow, Stzber. der Dorp. naturf. Gesellsch., Jahrg. 1881 u. 1882.

XII. Pensum.

Axiler Gefässbündelcylinder und secundäres Dickenwachsthum der Wurzel.

Mit dem Bau der axilen Gefässbündelcylinder der Wurzeln[1]) machen wir uns zunächst an der Wurzel von Allium Cepa, der Gartenzwiebel, bekannt. Man kann sich hier reichliches Untersuchungsmaterial jederzeit schaffen, indem man die Zwiebeln in Wasser, in sogenannten Hyacinthengläsern austreiben lässt. Die Figur 52 zeigt uns einen Querschnitt aus der Basis einer so erhaltenen, kräftigen Adventivwurzel. Die Epidermis und das sehr starke Rindengewebe sind in der Zeichnung weggelassen, doch sieht man von letzterem noch die an die „Endodermis" grenzenden Zellen (*c*). Die Endodermis (Kernscheide) (*e*) zeigt in charakteristischer Weise an ihren radialen Wänden einen dunklen Schatten. Dieser Schatten wird durch die welligen Biegungen einer mittleren Wandpartie hervorgerufen. Eine solche Endodermis ist stets einschichtig, wir waren ihr bereits in der Umgebung der Gefässbündel im Blatt von Iris begegnet, woraus folgt, dass die Endodermen nicht auf die Wurzeln beschränkt sind. Die Mitte des Gefässbündelcylinders nehmen in diesem Falle zwei weite Treppengefässe (*sc*) ein; doch wird man in anderen Fällen auch wohl nur eines oder auch mehr als zwei finden. Ist die Wurzel nicht alt genug, so findet man die centralen, ja vielleicht auch die anstossenden Gefässe dünnwandig, nicht fertig ausgebildet. An die centralen, respective das eine centrale Gefäss, stossen fast immer sechs engere Treppengefässe ($sc^{\times}$) an; auf letztere folgt je eine Gruppe ganz enger Schrauben- und Ringgefässe (*sp*, $sp{\times}a$). Die Grösse der Gefässe nimmt also von innen nach aussen ab und sind es die Ring- und Schraubengefässe, die zu äusserst liegen. Hiermit ist in der Wurzel ein entgegengesetztes Verhalten als im Stamm gegeben; es hat eine Drehung der Holztheile um 180° stattgefunden. — Die Holztheile sind in diesem Falle zu einem sechsstrahligen Stern angeordnet, der axile Cylinder wird dann als hexarch bezeichnet. Mit diesen Holztheilen wechseln die Basttheile (*v*) ab. Letzteres Verhalten gilt für die axilen Gefässbündelcylinder der Wurzeln ganz allgemein. Holztheile und Basttheile sind seitlich von einander durch eine Lage parenchymatischer Grundgewebszellen getrennt. Die Basttheile lassen sich an den

weissen, glänzenden Wänden ihrer Zellen erkennen; sie bestehen aus einigen Siebröhren und Geleitzellen, welche letzteren aber nicht sicher im Querschnitt von den Siebröhren zu unterscheiden sind. Von der Endodermis sind die Gefässe und die Basttheile durch eine einfache Zellschicht, das Pericambium (*p*), getrennt. In concentrirter Schwefelsäure wird der ganze Querschnitt gelöst, mit Ausnahme der Epidermis und der an dieselbe grenzenden Zelllage, ausserdem der Endodermis und der Gefässe. Letztere haben sich schön gelb gefärbt. Die Endodermis die sich während der Einwirkung der Schwefelsäure wohl zum Theil umlegte, zeigt das

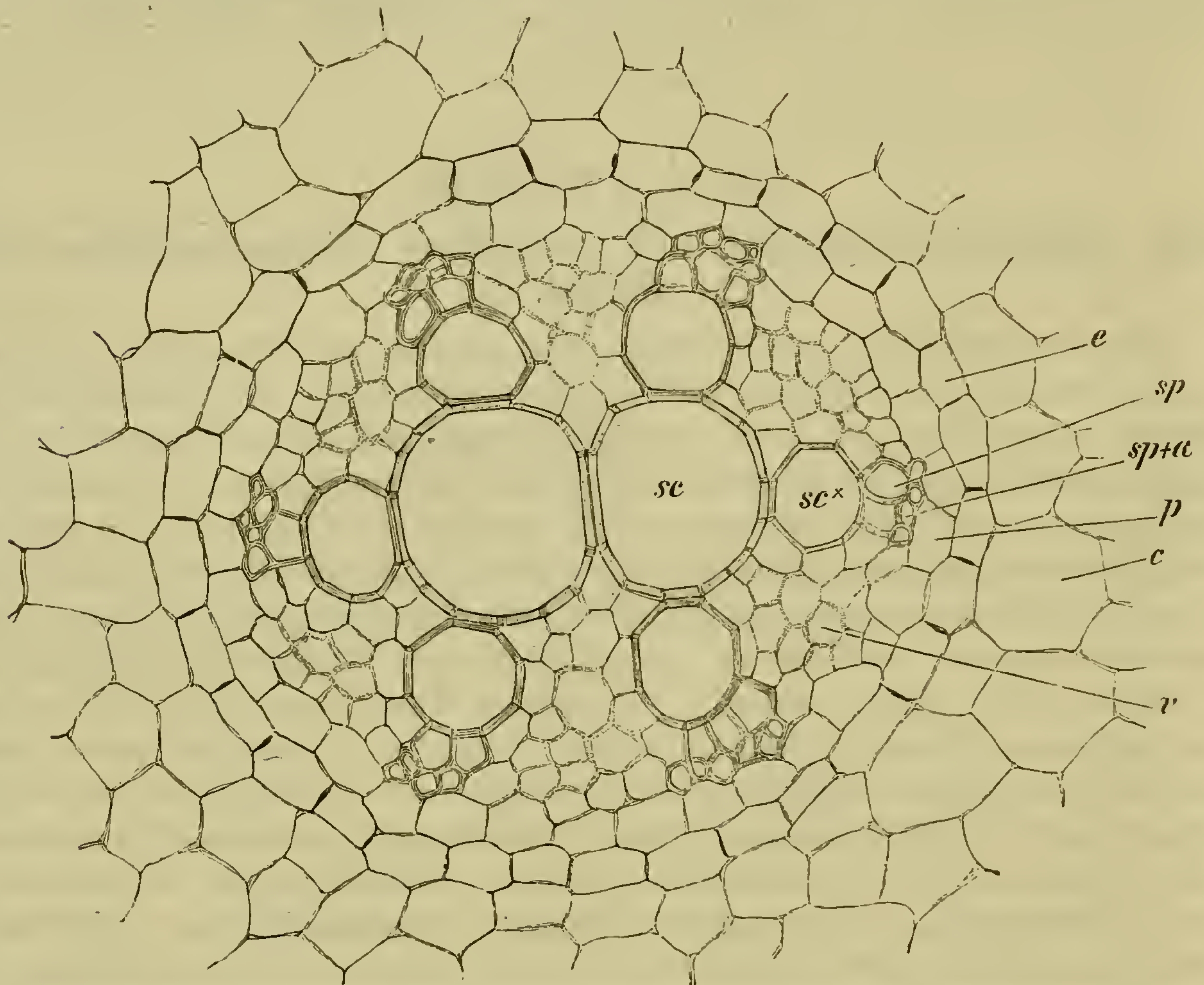


Fig. 52. Querschnitt aus der Basis einer kräftigen Adventivwurzel von Allium Cepa. *c* Rinde; *e* Endodermis; *p* Pericambium; *a* Ringgefässe; *sp* Schraubengefässe; *sc* u. *sc*× Treppengefässe; *v* Basttheil. Vergr. 210.

mittlere Band an ihren radialen Wänden schön undulirt. Aber auch in der äussersten, an die Epidermis grenzenden Rindenschicht, ist eine ähnliche Erscheinung zu beobachten, und indem wir auf frühere Präparate zurückgehen, überzeugen wir uns, dass auch dort die radialen Wände einen schwarzen Schatten zeigen. Die betreffenden Zellen sind auch fest untereinander verbunden und bilden somit eine Art äusserer Endodermis, die auch epidermoidale Schicht genannt worden ist.[2]) — Der Längsschnitt führt uns die Gefässe mit den schon angeführten Verdickungen vor und mit Corallin kann man auch leicht die sich rosenroth färbenden Siebplatten der Siebröhren sichtbar machen. Von den Siebröhren sind jetzt deren Geleitzellen an reichlicherem Inhalt und der geringeren Länge zu unterscheiden. Die Wellung des mittleren Bandes der radialen Wände an der Endodermis sieht von der Fläche betrachtet, wie eine leiterförmige Verdickung

aus. Die Pericambiumzellen haben dieselbe Gestalt wie die Endodermiszellen, doch grössere Länge. Es fällt auf, dass die innere Endodermis (Kernscheide) relativ begierig Corallin in ihre Zellen aufnimmt, während die äussere Endodermis umgekehrt durch ihre Farblosigkeit von dem angrenzenden Gewebe absticht.

Zur weiteren Orientirung diene eine Wurzel von Acorus Calamus. Der Querschnitt eines ausgewachsenen Wurzelstücks (Fig. 53) zeigt, dass hier die Gefässstrahlen (*s*) (Holztheile der Gefässbündel) im Innern des Gefässbündelcylinders nicht zusammenstossen; sie sind vielmehr meist in Achtzahl, zu einem unterbrochenen Ringe angeordnet, während die Mitte von Markgewebe erfüllt ist. Die grossen Gefässe liegen, wie bei Allium, nach dem Innern zu, die kleinen nach der Peripherie. Die Basttheile (*v*) wechseln gewohntermaassen mit den Gefässstrahlen ab. Beide werden seitlich von einander durch eine einfache bis doppelte Lage parenchymatischer Grundgewebszellen und nach aussen von der Endodermis (*e*) durch ein einschichtiges Pericambium (*p*) getrennt. Die Endodermis besteht aus flachen, dünnwandigen Zellen. Die Endodermis, das Pericambium und alles übrige Grundgewebe im Gefässbündelcylinder sind meist dicht mit Stärke erfüllt; daher zeichnen sich die stärkelosen Basttheile besonders hell im Bilde. Die Zellen der inneren Rinde werden in einschichtigen Lagen durch zahlreiche Luftkanäle getrennt. In der Peripherie rücken die Rindenzellen zu einer festen, mehrere Zelllagen starken Schicht zusammen. Die äusserste, hypodermale Rindenlage besteht aus radial gestreckten Zellen und bildet auch hier wie an andern Wurzeln eine äussere Endodermis, welche persistirt, während die Epidermis selbst abstirbt und zerstört wird. Fügt man Kalilauge hinzu, so schwindet die Stärke aus den Zellen und man stellt deutlich die Existenz der schwarzen Schatten an den radialen Wänden der Endodermen fest. An der inneren Endodermis ist, wie Behandlung mit Schwefelsäure lehrt, nur das den Schatten bildende Band, an der äusseren Endodermis die ganze Zellwand cutinisirt. Die Zellen der äusseren Endodermis führen Harz. Diesen Endodermen kommt eine mechanische Bedeutung zu, sie dienen hier zum Schutz der Oberfläche und des axilen Gefässbündelcylinders. Durch die Verkorkung haben sie eine geringere Dehnbarkeit und erhöhte Festigkeit erlangt. Damit aber der Flüssigkeitsaustausch zwischen dem axilen Gefässbündelcylinder und der Rinde möglich bleibe, verkorken an der inneren Endodermis vornehmlich nur die radial gestellten Wände.³)

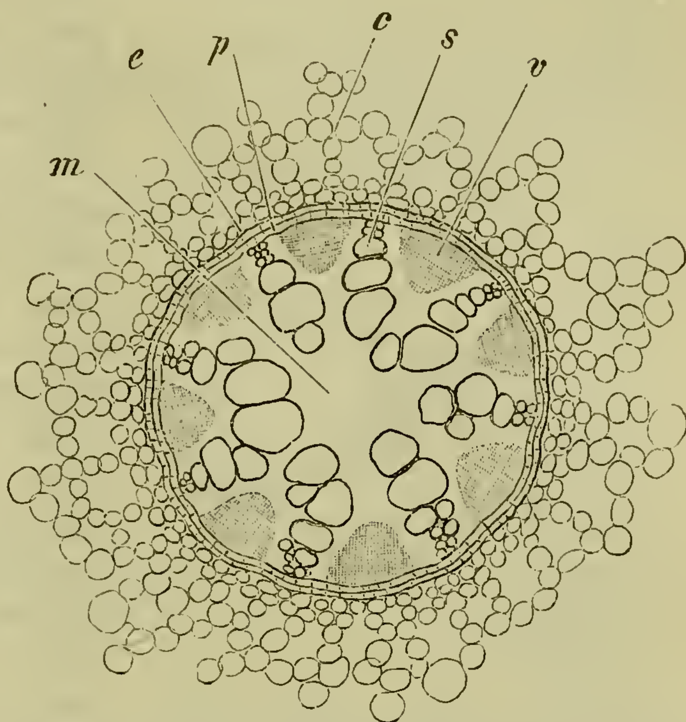


Fig. 53. Querschnitt durch die Wurzel von Acorus Calamus. *m* Mark; *s* Holztheile; *v* Basttheile; *p* Pericambium; *e* Endodermis; *c* Rinde. Vergr. 90.

Ein Querschnitt durch die Wurzel von Iris florentina zeigt im axilen Gefässbündelcylinder die grösste Uebereinstimmung mit Acorus, dahingegen ist die Endodermis anders gebaut (Fig. 54). Die Zellen derselben (*e*) sind einseitig, und zwar nach innen zu, U-förmig verdickt, die Verdickungsmasse schön geschichtet. An einzelnen Stellen fällt eine unverdickte Zelle auf und es ist festzustellen, dass, soweit vorhanden, eine solche Zelle (*f*) stets vor einem Gefässstrahl liegt. Diese Zellen werden Durchgangszellen genannt[1]), sie sind permeabel, unterhalten die Verbindung mit der umgebenden Rinde (*s*). In concentrirter Schwefelsäure quellen die Verdickungsschichten der Endodermis und werden gelöst, nur die cutinisirten Mittellamellen, eine zarte Hülle um die Endodermiszellen und auch um die Durchgangszellen bildend, bleiben erhalten. So werden auch die Mittellamellen zwischen den Gefässen und im Mark nicht gelöst und bilden ein zartes, braungelbes Netzwerk. — Ein tangentialer Längsschnitt, der die Endodermis streift, lehrt uns, dass die vor den Holztheilen liegenden Längsstreifen derselben, abwechselnd aus langen, verdickten und kurzen unverdickten, inhaltsreichen Durchgangszellen bestehen. Hin und wieder folgen auch zwei kurze Durchgangszellen auf einander.

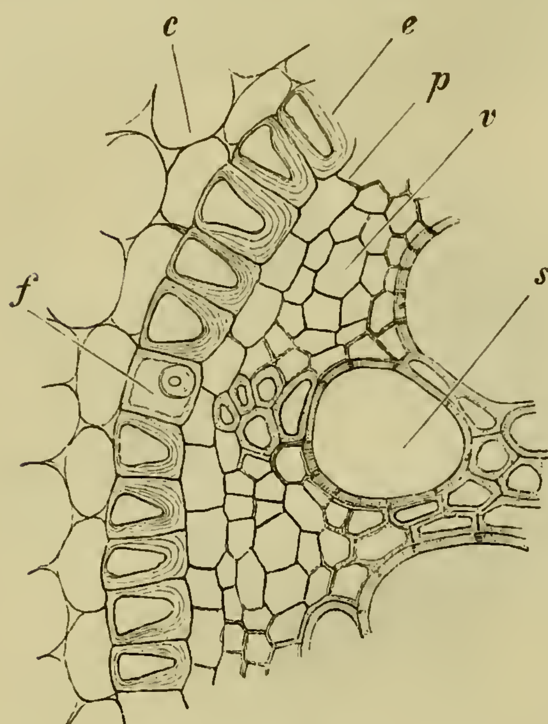


Fig. 54. Theil eines Querschnittes durch die Wurzel von Iris florentina. *e* Endodermis; *p* Pericambium; *f* Durchgangszelle; *v* Basttheil; *s* Gefäss im Holztheil; *c* Rinde. Vergr. 240.

Die Wurzeln der Dicotyledonen sind weniger günstig für das Studium als diejenigen der Monocotyledonen. Nachdem wir uns aber an letzteren orientirt haben, wird es uns nicht schwer fallen, die ersteren richtig zu deuten. Wir stellen uns zunächst einen Querschnitt aus dem Grunde einer kräftigen Adventivwurzel der Ausläufer von Ranunculus repens her. Der axile Gefässbündelcylinder scheint nicht so scharf gegen das Rindengewebe wie bei den Monocotylen abzusetzen, bei aufmerksamer Betrachtung finden wir aber auch hier, an der Grenze beider, die mit dem schwarzen Schatten markirte Endodermis. Je nach der Stärke der Wurzel ist der Holztheil durch vier oder fünf Gefässstrahlen im Axencylinder vertreten; die grösseren Gefässe liegen auch hier nach innen, die kleinen nach aussen. Bei Monocotylen zeichnet sich oft ein innerstes Gefäss durch besondere Grösse aus, bei Dicotylen kommt dies nur ganz selten vor und ist bei Ranunculus nicht zu beobachten. — Die Gefässstrahlen erreichen bei Ranunculus die Mitte des Cylinders und stossen hier mehr oder weniger vollständig auf einander. Doch werden, wenn überhaupt, die innersten Gefässe erst ganz spät fertig gestellt und verharren meist im Zustande dünnwandiger, gestreckter Zellen. Die Basttheile wechseln in gewohnter Weise mit den Holztheilen ab.

Die Wurzeln der Gefässkryptogamen sind einfacher, doch nach demselben Typus wie diejenigen der Phanerogamen gebaut.

Die Vorgänge, die sich zu Beginn des secundären Dickenwachsthums bei den mit Dickenwachsthum begabten Wurzeln der Dicotyledonen und Gymnospermen abspielen, wollen wir bei Taxus baccata verfolgen. Zum Zwecke dieser Untersuchung verschaffen wir uns Wurzelstücke mit jungen, unversehrten Auszweigungen. Wir führen einen Querschnitt durch eine etwa 1 *mm.* dicke Wurzel. Die Oberfläche derselben wird von einer mindestens zehn Zellen starken, parenchymatischen Rinde eingenommen. Die äusserste Zelllage der Rinde ist nicht besonders abgegrenzt, da eine eigentliche Epidermis fehlt. Das Innere des Querschnitts wird von dem axilen Gefässbündelcylinder erfüllt. Derselbe ist umgeben von der Endodermis. Letztere besteht aus flachen, dünnwandigen, verkorkten Zellen, deren Wände gebräunt sind und deren Durchmesser demjenigen der Rindenzellen bedeutend nachsteht. Diese Zellen zeigen auf den radialen Wänden den charakteristischen schwarzen Schatten. Um die Endodermis ist eine ebenfalls einschichtige Verstärkungsschicht entwickelt; ihre Zellen haben die Weite der übrigen Rindenzellen, sind aber an den radialen Wänden durch einen dicken, gelbglänzenden Ring ausgezeichnet. Diese ringförmigen Verdickungen entsprechen sich in den benachbarten Zellen, was ihnen im Durchschnitt die Gestalt von biconvexen Linsen giebt. Der axile Gefässbündelcylinder zeigt einen diametralen, diarchen Holzkörper. An den einander gegenüber liegenden Enden desselben stehen die schwarz sich zeichnenden, engen Schraubengefässe. Nach innen setzt an letztere ein Streifen von behöft getüpfelten Tracheïden an, wie solche für Coniferen charakteristisch sind. Sie lassen sich an ihren hellgelben, stark verdickten Wänden leicht erkennen. Die von beiden Schraubengefässgruppen ausgehenden Tracheïden stossen fast immer zu einer einzigen geraden Platte in der Mitte des Gefässbündelcylinders zusammen. Zu beiden Seiten der Tracheïden liegt je ein, der Hauptsache nach zweischichtiger Streifen englumiger, dünnwandiger, stärkeführender Grundgewebszellen. An diese grenzt das noch etwas kleinzelligere Gewebe des dünnwandigen Basttheils. Endlich finden wir jenseits des letzteren eine etwa vier Zelllagen starke Schicht grösserer, stärkeführender Zellen. Letztere Zellen schliessen zu einem vollen Kreise zusammen, welcher vor den Schraubengefässen sehr reducirt erscheint: derselbe repräsentirt das Pericambium.

Betrachten wir jetzt einen Querschnitt von ca. 1,3 *mm.* Durchmesser, so sehen wir, dass beiderseits der Tracheïdenplatte die an die Bastelemente grenzende Lage des Grundgewebes sich zu theilen begonnen hat. Sie verwandelte sich in einen Cambiumstreifen, der fortan nach innen Tracheïden, nach aussen Bast, beiderseits auch Markstrahlzellen liefert. Wir wollen die weitere Thätigkeit dieser Cambiumstreifen an einer 2 *mm.* dicken Wurzel in's Auge fassen und uns an der beigefügten Figur 55 gleichzeitig orientiren. Der Querschnitt zeigt zunächst die uns bereits bekannten Verhältnisse: die Rinde (*c*), die aber an ihrer äussersten Zellschicht die Haare eingebüsst hat; die äussere Verstärkungsschicht (*m*), die Endodermis (*e*) und den axilen Cylinder. Die äusserste Zellschicht des

Pericambiums hat sich inzwischen durch tangentiale Wände zu theilen begonnen und in ein noch wenigschichtiges Periderm verwandelt. Zu beiden Seiten der Tracheïdenplatte (t') sehen wir die innere, unthätige Schicht des Grundgewebes (f), das s. g. Verbindungsgewebe; weiterhin die neu gebildeten, radial angeordneten Tracheïden (t''), mit zahlreich eingeschalteten Markstrahlen. — Leichter orientirt man sich über diese Verhältnisse, wenn man etwas Kalilauge dem Präparate zusetzt. Die Gefässe (s) an den Kanten der mittleren Platte treten deutlich, schwarz contourirt, hervor. Die mittlere Tracheïdenplatte (t'), sowie die secundären, durch das Cambium gebildeten Tracheïden (t''), färben sich schön gelb; das Verbindungsgewebe bleibt weiss. Die secundär erzeugten

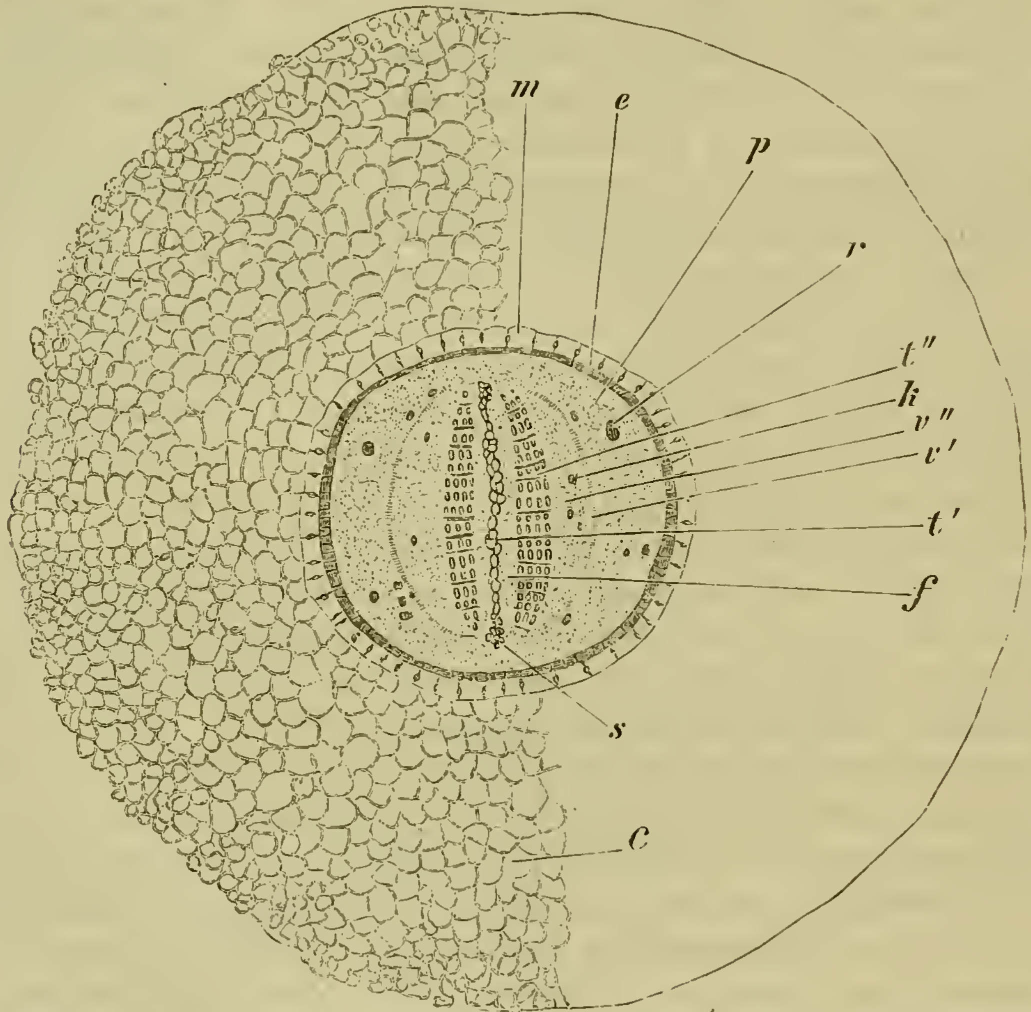


Fig. 55. Querschnitt durch eine Wurzel von Taxus baccata, nach Beginn des Dickenwachsthums. c Rinde; m Verdickungsschicht; e Endodermis; p Pericambium; s Schraubengefässe; t' primäre Tracheïdenplatte; f Grundgewebsstreifen; t'' secundäre Tracheïden mit Markstrahlen; v'' secundärer Bast; v' zerquetschter primärer Bast; k Zellen im secundären Bast mit Krystallen in den Wänden; r harzführende Zellen im Pericambium. Vergr. 42.

Holzstreifen haben einen planconvexen Umriss, sie laufen an ihren Kanten spitz aus, greifen aber jetzt noch nicht vor die Gefässe. Am Aussenrand des Holzkörpers finden wir das Cambium und ausserhalb desselben den secundären Bast (v''), der nach Kalilaugebehandlung weiss erscheint, in welchem sich aber einzelne Zellen (k) schwarz zeichnen. Es sind das diejenigen Zellen, die Krystalle von Kalkoxalat in ihre Wand eingelagert haben. Den primären Basttheil (v') findet man zerquetscht an der Aussenseite des secundär erzeugten wieder. Im Pericambium treten nach Kalibehandlung, viel deutlicher als zuvor, einzelne, unbestimmte Zellen durch ihren gelbbraunen Inhalt auf, sie führen Harz. Die aus der äussersten

Pericambiumschicht entstandene Korklage färbt sich mit Kali gelblichgrün, die Verdickungsringe der Verstärkungsschicht glänzend gelb. Die Endodermis wird von der Korklage zerquetscht.

Weiterhin untersuchen wir auch noch den Querschnitt durch eine etwa 2 *mm.* dicke Wurzel, die ihre Rinde bereits abgeworfen hat und eine dunkelbraune Oberfläche zeigt. Der Querschnitt führt uns einen völlig geschlossenen Holzkörper vor und wäre das Bild von demjenigen eines gleichstarken Stammdurchschnittes nicht zu unterscheiden, wenn nicht die Stelle des Markes hier von der primären Tracheïdenplatte eingenommen wäre. Die Gefässe an den Kanten dieser Platte sind nur noch schwer zu erkennen. Die Platte wird eingefasst von dem stärkeführenden Verbindungsgewebe, das hier gewissermaassen die Markkrone ersetzt, und in welches die ältesten Markstrahlen münden. Die beiden Holzkörper haben sich vor den Gefässgruppen vereinigt und der Markstrahl an jener Stelle fällt kaum mehr durch besondere Weite auf. Die Oberfläche nimmt die ringsum geschlossene, aus der äussersten Pericambiumschicht hervorgegangene Korkschicht ein. Die secundäre Rinde besteht aus dem secundären Baste und den verlängerten Markstrahlen; das die primäre Rinde hier vertretende Gewebe, wird von dem vergrösserten und zum Theil vermehrten, mit Stärke dicht erfüllten Zellen des Pericambiums gebildet.

Längsschnitte durch diese Wurzeln haben insofern Interesse, als wir erst mit Hülfe derselben sicher feststellen, dass die mittlere Tracheïdenplatte aus eben solchen Elementen wie das secundäre Holz besteht. Wir finden an den Kanten dieser Platte die Schraubengefässe wieder und constatiren, dass die Zellen der Endodermis nur geringe Höhe besitzen, während diejenigen der Verstärkungsschicht weit grösser sind und selbst die anstossenden Rindenzellen an Höhe übertreffen. Mit Corallin färben sich am Querschnitt wie am Längsschnitt die Tracheïden schön corallenroth und treten die Siebplatten im primären und secundären Bast hervor. Die Ringe der Verstärkungsschicht nehmen auch begierig Corallin auf.

Anmerkungen zum XII. Pensum.

1) De Bary, Vergl. Anat., pag. 365; dort die ältere Litteratur; Olivier, Ann. d. sc. nat. Bot. VI ser. XI. Bd., pag. 5 ff.

2) Vergl. v. Höhnel, Stzber. d. k. Ak. d. Wiss. in Wien, math. naturwiss. Cl. Bd. LXXVI., I. Abth. 1877, pag. 642; Olivier, l. c.

3) Schwendener, Abh. d. kgl. Ak. d. Wiss. in Berlin 1882. Die Schutzscheiden und ihre Verstärkungen.

4) Vergl. hierzu Schwendener, die Schutzscheiden, pag. 13.

XIII. Pensum.

Gefässbündel der Farne und Lycopodiaceen.

Wir wollen uns jetzt mit dem Bau der Gefässbündel im Stamm und in den Blättern der Farnkräuter bekannt machen. Die Gefässbündel sind hier concentrisch gebaut, wobei der Holztheil vollständig oder fast voll-

ständig vom Bastttheil umfasst wird. Wir wählen als Untersuchungsobject Pteris aquilina. Hier ist das Verständniss der Gefässbündel mit am leichtesten zu gewinnen, wenn auch das Object sich, der zahlreichen Sklerenchymfasern des Grundgewebes wegen, nicht eben gut präpariren lässt. Am besten schneiden sich das Rhizom dicht hinter seinem Vegetationspunkte, oder die Blattstiele noch junger Blätter. Die Gefässbündel wird man in solchen Schnitten schon fertig entwickelt finden, während die charakteristischen Verdickungen des Grundgewebes noch fehlen. Der Bau der Gefässbündel ist derselbe im Rhizom wie im Blattstiel und soll

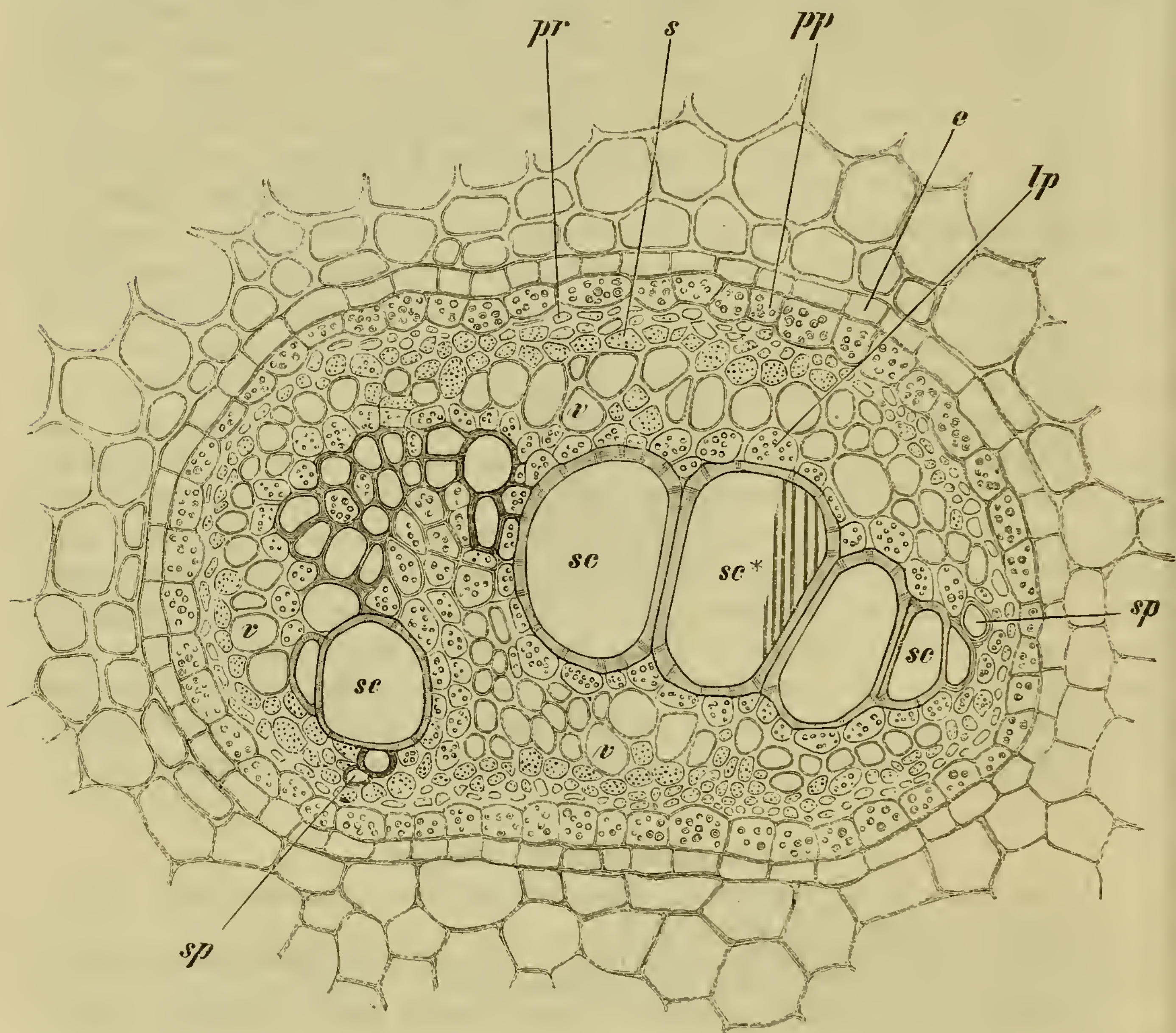


Fig. 56. Querschnitt durch ein Gefässbündel aus dem Blattstiel von Pteris aquilina. *sc* Treppengefässe; *sp* Schraubengefässe; im Treppengefäss *sc** Stück einer leiterförmig durchbrochenen Wand; *lp* Holzparenchym; *v* Siebröhren; *s* Geleitzellen; *pr* Protophloëm; *pp* Periphloëm, *e* Endodermis. Vergr. 240.

zur Orientirung der nachstehenden Figur 56 dienen, die uns den Querschnitt eines Gefässbündels aus der Basis eines Blattstieles vorführt. Freilich musste, der Raumverhältnisse wegen, ein kleines Gefässbündel zur Darstellung gewählt werden; doch liessen sich alle in den Bau desselben eingehenden Elemente hinreichend bequem in dem Bilde vorführen. Zunächst fallen die grossen, behöft getüpfelten Treppengefässe (*sc*) in die Augen, doch auch die kleineren Gefässe sind ebenso verdickt und nur die wenigen an die beiden Enden des Holztheils anschliessenden

Protoxylemelemente haben schraubenförmige Verdickung (*sp*). Die Gefässe sind da, wo sie nicht aufeinanderstossen, von flachen, stärkeführenden Zellen (*lp*), die wir auch hier als Holzparenchymzellen bezeichnen können, umgrenzt. Gefässe und Holzparenchym bilden zusammen den Holztheil, der fast vollständig vom Basttheil umschlossen ist. Letzterer grenzt an das Holzparenchym mit Siebröhren (*v*), deren Geleitzellen (*s*) die englumigeren Zellen sind, die nach aussen folgen. Diese Geleitzellen führen reichlich Inhalt, der aber, wie Jodzusatz lehrt, nicht Stärke, sondern Protoplasma ist. Nur vereinzelt sind auch stärkeführende Zellen hier eingestreut. Die Peripherie des Basttheils nimmt eine Schicht noch englumigerer, dickwandiger Protophloëmelemente ein. Der Basttheil wird umgeben von einer einfachen, dicht mit Stärke erfüllten Schicht (*pp*), die ihrer Lage, jedoch nicht ihrem Ursprung nach Aehnlichkeit mit einem Pericambium zeigt und Periphloëm heissen mag. Diese Vorscheide wird umfasst von der dünnwandigen, doch stärkefreien und verkorkten Endodermis (*e*), welche den schwarzen Schatten an den radialen Wänden zeigt. Die Periphloëm- und Endodermiszellen entsprechen einander und weisen auf einen gemeinsamen Ursprung aus denselben Mutterzellen hin. Der Holztheil grenzt an seinen beiden Kanten mit der ihn deckenden Holzparenchymschicht direct an das Periphloëm oder an das Protophloëm. An diesen beiden Stellen ist der Basttheil somit vollständig oder fast vollständig unterbrochen, während eine solche Unterbrechung bei anderen Farnen auch fehlen kann. — Sehr häufig zerreissen die Wände der Endodermiszellen beim Schneiden, wodurch das Gefässbündel von dem Grundgewebe getrennt wird. Die an die Endodermis grenzenden Zellen des Grundgewebes sind stellenweise stark verdickt und dann gelbbraun gefärbt. — Der Querschnitt durch das Rhizom zeigt unter der tiefbraunen Epidermis ein gebräuntes und cutinisirtes parenchymatisches Gewebe, das weiter nach innen farblos und stärkereich ist. Dieses stärkereiche Grundgewebe wird von den Gefässbündeln und von rothbraunen Sklerenchymfasern durchsetzt. Letztere bilden zwischen den Gefässbündeln Platten, welche mehr oder weniger parallel zu den Gefässbündeln laufen. Die peripherisch liegenden Gefässbündel werden an ihrer Aussenseite, im unmittelbaren Anschluss an die Endodermis, von eben solchen Sklerenchymfasern, die hier das mechanische Gewebe repräsentiren, gestützt. — Im Innern des Blattstiels sind die Verhältnisse ähnlich, hinzu kommt noch ein hypodermaler Ring rothbrauner Sklerenchymfasern, der an die Epidermis anlehnt. — Der Längsschnitt durch das Rhizom oder den Blattstiel führt uns vor allem die weiten Treppengefässe wieder vor. Die Endflächen derselben sind stark geneigt, leiterförmig behöft getüpfelt, zum Theil durchbrochen.[1]) An den zwei Gefässe trennenden Seitenwänden ist jetzt auch leicht zu constatiren, dass die quer gestreckten Tüpfel zweiseitig behöft sind (die Schliesshaut besitzt einen verdickten Torus). An der Gefässwand, welche an eine Holzparenchymzelle grenzt, ist hingegen der Hof nur einseitig, auf der Gefässseite entwickelt (die Schliesshaut ohne Torus). Der Längsschnitt hat auch wohl das eine oder andere Schraubengefäss getroffen und sind an demselben auch wohl die Siebplatten der Siebröhren, doch nur bei sorgfältigster Untersuchung, zu ent-

decken. Letzteres können wir mit Hülfe von Corallin etwas deutlicher machen und feststellen, dass die terminalen Siebplatten stark geneigt und durch Verdickungsleisten in zahlreiche Felder getheilt sind. Ausserdem tragen die Seitenwände der Siebröhren noch rundliche Siebtüpfel. Neben den Siebröhren erkennt man die schmalen Geleitzellen, mit feinkörnigem Inhalt und Zellkern; im Anschluss an die Gefässe die stärkeführenden, relativ kurzen Holzparenchymzellen. Aehnlich wie letztere gestaltet sind die stärkeführenden Zellen des Periphloëms. Die rothbraunen, langen, zugespitzten Sklerenchymfasern des Grundgewebes zeigen feine Poren in ihren Wänden.

Es bietet einiges Interesse, auch einen Querschnitt durch den Blattstiel von Polypodium vulgare zu betrachten. Die Gefässbündel sind hier sehr dick umscheidet, doch entspricht diese Scheide nicht der Endodermis, sondern einer Verstärkungsschicht. Diese nur eine Zelllage dicke Verstärkungsschicht zeigt sich nur an der Innenseite verdickt und ihre Verdickungsschichten sind dort dunkelbraun gefärbt. Die eigentliche Endodermis folgt nach innen auf diese Verstärkungsschicht und ist kaum zu erkennen, so wird sie von der Verstärkungsschicht flachgedrückt. Es folgt nach innen das einschichtige, stärkeführende Periphloëm; dann das Gewebe des Basttheils, bestehend aus fast gleich weiten Zellen. Die Geleitzellen sind aber an ihrem Inhalt zu unterscheiden und wie sich herausstellt, mit den Siebröhren hier untermischt. Die dicht aneinander schliessenden Gefässe werden nach aussen von einer einfachen Schicht stärkeführenden Holzparenchyms umfasst, das an den beiden schmalen Kanten des Holztheils bis an das Periphloëm reichen kann.

Wir stellen noch einen Querschnitt durch den Blattstiel von Scolopendrium vulgare her, wo wir zwei Gefässbündel zu einem einzigen verschmolzen vorfinden. Zwei Holztheile liegen scheinbar in einem Gefässbündel, richtiger in einem Bündelcomplex, und zwar entweder nebeneinander, oder, wie häufiger zu sehen, an einer Stelle zu einer **X** förmigen Figur verschmolzen. Die stärkeren Schenkel der Figur sind nach der Blattstieloberseite gekehrt. An den Kanten der Schenkel fallen die kleineren Gefässe auf. Von den Kanten der oberen Schenkel sieht man oft kleinere Gefässbündel abzweigen. Die Zellen des Basttheils sind alle von gleicher Grösse, doch die Geleitzellen auch hier wieder leicht an ihrem Inhalt zu erkennen. Sie sind den Siebröhren untermischt. An den Flanken der Figur erscheint das Periphloëm mehrschichtig und etwas stärker verdickt. Der äussere Umriss des Bündelcomplexes zeigt sich an drei Stellen, nämlich oben und zu den beiten Flanken, etwas rinnenförmig vertieft, hier folgt auf die Endodermis je eine Platte aus rothbraunen, fast bis zum Schwinden des Lumens verdickten Sklerenchymfasern. Höher hinauf im Blatte nimmt der Holztheil allmählich die Gestalt eines **T** an. Die drei verstärkenden Sklerenchymstränge sind, wenn auch reducirt, dann immer noch vorhanden.

In relativ hoher Complication tritt uns der axile Gefässbündelcylinder bei Lycopodium-Arten entgegen. Doch dürfte das Verständniss desselben uns nicht mehr allzu schwer werden, nachdem wir die verschmolzenen Gefässbündel im Blattstiel von Scolopendrium gesehen. In der That haben

wir es nämlich bei Lycopodium mit einer Verschmelzung zahlreicher, ähnlich wie dort gebauter Gefässbündel zu einem axilen Gefässbündelcylinder zu thun. Wir wählen zur Untersuchung Lycopodium complanatum, doch könnte auch eine andere Species uns eben so gut dienen. Denn bei allen Species von Lycopodium kehren die nämlichen Verhältnisse mit unwesentlichen Abweichungen wieder. Wir erleichtern uns in Etwas die Aufgabe, indem wir die Querschnitte gleich mit wässriger Safraninlösung färben. Zur Orientirung soll aber die beigefügte Skizze (Fig. 57) dienen. — Wir finden somit am Querschnitt von Lycopodium complanatum zu äusserst die Epidermis (*ep*); dann die Rindenzellen, die zunächst weitlumig sind, aber weiter nach innen zu an Weite ab-, an Dicke zunehmen und so eine feste sklerenchymatische Scheide bilden, die wir als äussere Scheide (*ve*) unterscheiden wollen. Auch diese stark verdickten Rindenelemente lassen übrigens kleine, lufterfüllte Intercellularräume zwischen sich. Die äusseren Rindenzellen haben sich mit Safranin mehr kirschroth, die inneren, stark verdickten, mehr rosenroth gefärbt. Die verdickten Elemente der Rinde hören plötzlich auf und es folgen zwei bis drei Schichten tangential etwas gestreckter, lückenlos verbundener, polygonaler Zellen, die sich kirschroth gefärbt zeigen. Diese Zellen haben hier die Stellung der Endodermis, doch sind sie in mehreren Schichten vertreten, ohne undulirtes Band, oder sonst charakteristische Verdickung. Dahingegen sind sie, wie Zellen der Endodermis, cuticularisirt und widerstehen gut der Schwefelsäure. Wir wollen diese Zellhülle daher als innere Scheide (*vi*) bezeichnen. — Weiter folgen mehrere Schichten ebenso weitlumiger, im Querschnitt isodiametrischer, öfters Stärke führender Zellen, mit weiss glänzenden, wie gequollenen Wänden. Diese haben sich bei kurzer Einwirkung nicht, bei längerer orangeroth gefärbt. Diese Zellen befinden sich hier in der Stellung des Pericambiums und mögen daher, wie bei Farnen, Periphloëm (*pp*) heissen. Nunmehr fallen uns die schön kirschroth gefärbten Xylemstreifen auf. Sie bestehen aus unmittelbar, d. h. ohne Zwischenzellen, an einander schliessenden, weiten Treppengefässen (*sc*) und an den schmalen Kanten aus Protoxylemelementen, d. h. aus englumigen Ring- und Schraubengefässen (*sp*). Die Holzstreifen laufen bei Lycopodium complanatum quer durch den Cylinder und mehr oder weniger

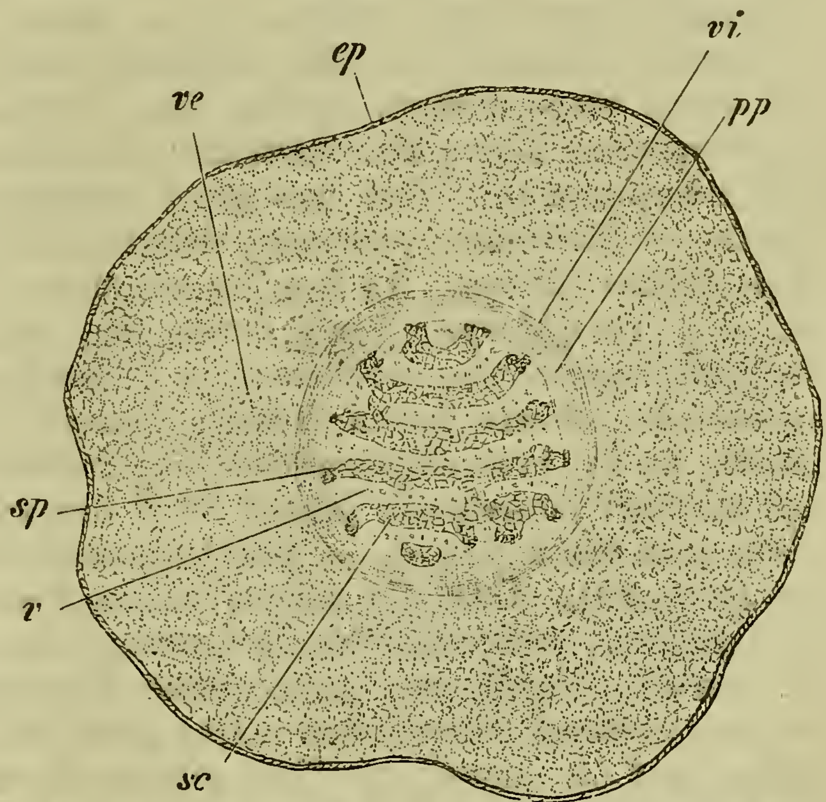


Fig. 57. Querschnitt durch den Stengel von Lycopodium complanatum. *ep* Epidermis; *ve* äussere Scheide; *vi* innere Scheide; *pp* Periphloëm; *sc* Treppengefässe; *sp* Ring- und Schraubengefässe; *v* Siebtheile. Vergr. 26.

parallel zu einander. Sie sind auf der einen Seite etwas concav, an der andern entsprechend convex und man kann feststellen, wenn man die natürliche Lage des aufstrebenden Stengels zum Boden berücksichtigt, dass die Streifen der Bodenfläche parallel und zwar mit der concaven Seite nach oben gekehrt erscheinen. Die kleinen Gefässbündel der Blätter setzen wie bei den Farnen, nachdem sie in den Centralcylinder getreten sind, an die Schraubengefässgruppe eines Holzstreifens an. Die Holzstreifen gehen nicht selten Anastomosen ein, wie dies beispielsweise an den unteren Streifen der beigefügten Skizze zu sehen ist. In den aufrechten Stengeln von Lycopodium Selago sind die sämmtlichen Holzstreifen mit einander verbunden und bilden einen Stern. — Die Holzstreifen sind von einer einfachen Lage dünnwandiger, englumiger Zellen, die wir, wie bei den Farnen, als Holzparenchymzellen bezeichnen können, umgeben. An den Kanten rücken sie mit ihren Protoxylemelementen und Holzparenchymzellen bis an das Gewebe des Periphloëms. Zwischen den von den Holztheilen gebildeten Streifen liegen Zellen mit weissen, stark lichtbrechenden Wänden; sie sind englumig, nur eine mittlere Reihe zeichnet sich durch etwas weitere Lumina aus. Diese die Holztheile trennenden Gewebeplatten bilden den Basttheil; die grösseren Elemente in letzterem sind Siebröhren (*v*). Bei besonders günstiger Tinction erscheinen die Wände der Siebröhren rosenroth, während die übrigen Elemente des Basttheils farblos blieben. An den Kanten dieser Siebröhrenstreifen zeichnen sich die Protophloëmelemente durch ihre Englumigkeit aus. Mit diesen Protophloëmelementen erreichen die Siebröhren das Periphloëm, dessen wesentlich grössere Zellen deutlich gegen die Holz- und Basttheile absetzen. An der innern Grenze des Periphloëms löst sich der aus dem Holz- und Basttheil bestehende innere Theil des axilen Gefässbündelcylinders leicht beim Schneiden ab. — Der Längsschnitt führt uns vor: zu äusserst die Epidermis, dann die schräg gegen dieselbe verlaufenden, weiten Rindenzellen; weiter die Sklerenchymfasern der äusseren Scheide; hierauf die innere Scheide aus gestrecktem Parenchym; das Periphloëm mit weissen, dickeren Wänden und schräg gestellten Querwänden; die Treppengefässe und die engen, zum Theil sehr stark gedehnten Ring- und Schraubengefässe, endlich auch die Elemente der Basttheile. Diese letzteren bestehen aus sehr langen Zellen, die mit mehr oder weniger schrägen Wänden aufeinander stossen. Auch mit Hülfe von Corallin und Anilinblau gelingt es hier nur sehr schwer, die relativ kleinen, schrägen Siebplatten nachzuweisen. Nur die weiteren Zellen im Basttheil sind Siebröhren, die viel zahlreicheren, engen, mit glänzend körnigem Inhalt erfüllten, sind Geleitzellen.

Anmerkung zum XIII. Pensum.

[1]) Vergl. de Bary, Vergl. Anatomie, pag. 170.

XIV. Pensum.

Kork, Lenticellen.

Wir hatten bereits an verschiedenen Objecten Gelegenheit gehabt, uns mit der Anlage und mit dem Bau des Korkes bekannt zu machen. Nichtsdestoweniger wollen wir noch einmal diesem Gegenstande unsere Aufmerksamkeit zuwenden, um einerseits die Lenticellen, andererseits den Bau der Korkzellwandung und deren Reactionen kennen zu lernen.[1])

Querschnitte durch etwa 3 *mm.* dicke Zweige von Sambucus nigra zeigen die um das weite, grosszellige Mark im Kranz vertheilten Gefässbündel schon durch Interfascicularcambium verbunden. Der Cambiumring hat auch bereits seine Thätigkeit begonnen und in den Gefässbündeln, sowie auch interfascicular, nach innen secundäres Holz, nach aussen secundären Bast, in gewohnter Art und Weise, gebildet. Die primären Basttheile zeigen sich nach aussen durch Sklerenchymfasern gestützt. Die Rinde ist 10 bis 15 Zellen stark. Die vorspringenden Kanten des Stengels haben eine starke hypodermale Collenchymschicht aufzuweisen, die in den Furchen auf zwei bis drei Zelllagen reducirt ist. Unter den Spaltöffnungen ist die Collenchymschicht von dem bis an die Epidermis vordringenden, grünen Rindenparenchym durchbrochen. In etwa 4 *mm.* starken Stengeltheilen beginnt die Ausbildung der Korkschicht und zwar durch tangentiale Theilung der äussersten, an die Epidermis unmittelbar grenzenden Collenchymzellen.

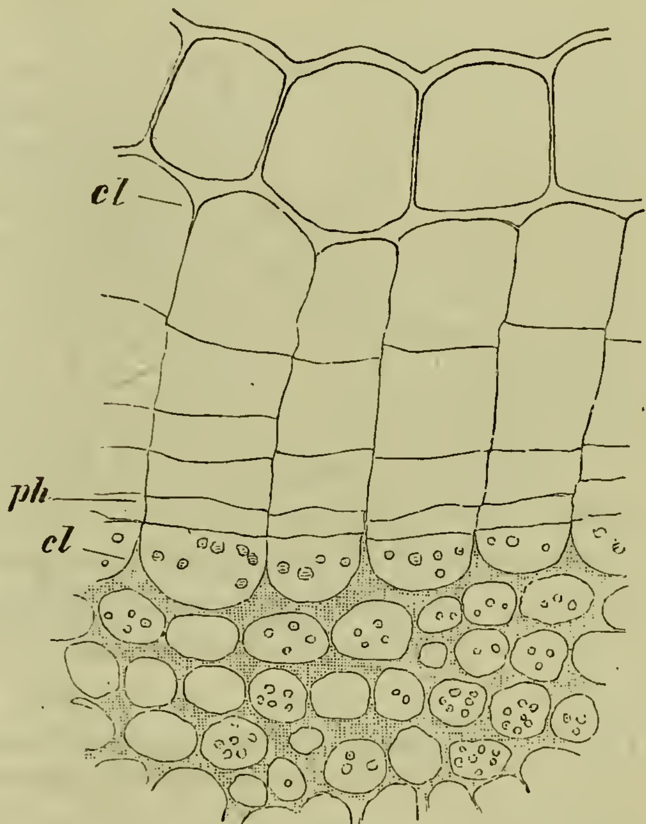


Fig. 58. Querschnitt durch die Oberfläche eines jungen Stengels von Sambucus nigra. Epidermis; *ph* Phellogen; *cl* und *cl* der obere und der untere Theil der ursprüngl. Collenchymzelle. Vergr. 240.

Die innere der so erzeugten Schwesterzellen theilt sich noch einmal und dann ist es die mittlere Zelle, die weiter als Korkcambiumzelle arbeitet. Dieselbe ist leicht zu erkennen, auch nachdem das Periderm mehrschichtig geworden (Fig. 58 *ph*). Zu äusserst in jeder Reihe liegt der äussere, zu innerst der innere Theil der ursprünglichen Collenchymzelle (*cl*); die an den inneren Theil nach aussen grenzende, flache Zelle (*ph*) ist die Korkcambium- oder Phellogenzelle. Auf glücklich geführten Querschnitten kann man übrigens feststellen, dass der Bildung einer zusammenhängenden Korkschicht ein eigenthümlicher Vorgang vorausgeht, der unter den Spaltöffnungen beginnt. Die primären Rindenzellen, welche die Athemhöhle umgeben, beginnen sich zu theilen, und die Theilungen greifen seitlich auf die angrenzenden Collenchymzellen über. Alsbald hat sich unter der Spaltöffnung eine

meniskenförmige Schicht sich theilender Zellen (Fig. 59 *pl*) ausgebildet, die nach aussen farblose sich abrundende Zellen (*l*), nach innen Korkrindenzellen (*pd*) (Phelloderma) erzeugt. Die oberen Zellen werden als Füllzellen (*l*) bezeichnet. Sie bräunen sich, sind aber nicht verkorkt und üben, indem sie an Zahl zunehmen, alsbald einen solchen Druck auf die Epidermis aus, dass diese spaltenförmig aufgerissen wird. So wird die Rindenpore oder Lenticelle erzeugt. Betrachtet man einen Zweig mit dem blossen Auge, so erscheinen die Lenticellen als Furchen, die von zwei lippenförmigen Wülsten umgeben sind. Die braune Farbe der Füllzellen fällt besonders in die Augen. An jüngeren Stellen des Stengels erscheinen die Lenticellen als länglich runde, etwas vorgewölbte Flecken. Noch jüngere Stadien sind durch etwas hellere Farbe ausgezeichnet. An solchen Stellen muss der Schnitt geführt werden, um jüngste Entwicklungszustände zu

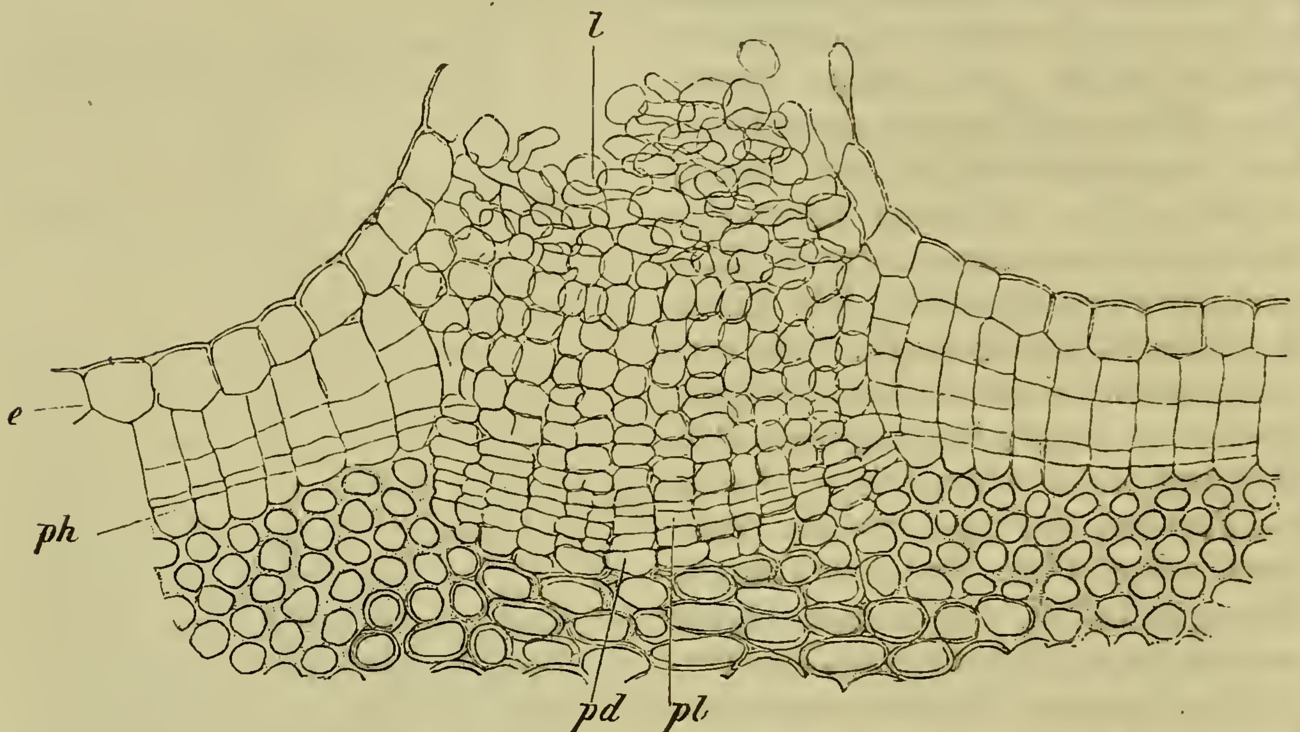


Fig. 59. Querschnitt durch eine Lenticelle von Sambucus nigra. *e* Epidermis; *ph* Phellogen: *l* Füllzellen; *pl* Cambium der Lenticelle; *pd* Phelloderma. Vergr. 90.

liefern. Erst nach Aufreissen der Epidermis beginnen in dem angrenzenden Collenchym die Theilungen, die zur Bildung des Periderms führen. — Die Füllzellen der Lenticelle sind von einander getrennt; in dem Maasse, als sie von aussen der Desorganisation unterliegen, werden sie vom Cambium aus nachgebildet. Die Zwischenräume der Füllzellen sind mit Luft erfüllt; es communicirt zwischen denselben das innere Gewebe des Stammes mit der umgebenden Atmosphäre. Sie ersetzen somit die Spaltöffnungen an älteren Pflanzentheilen, an denen die Korkbildung beginnt. Für den Winter werden etwas dichtere, resistentere Füllzellen gebildet. Eine eigentliche, aus enger aneinander schliessenden Zellen gebildete Verschlussschicht ist bei Sambucus zur Winterzeit nicht vorhanden, während man dieselbe bei vielen andern Pflanzen trifft, so wie auch „Zwischenstreifen", welche, ebenso wie die Verschlussschicht gebaut, während der Vegetationszeit zeitweise zwischen die Füllzellen eingeschaltet werden. Die Zellen dieser Verschluss- und Zwischenschichten sind verkorkt, lassen aber radial

verlaufende Intercellularräume zwischen sich, so dass sie einen vollständigen Verschluss nicht bewirken.[2]) An älteren Stammtheilen von Sambucus erhält das Periderm Längsrisse. Diese gehen durch die Lenticellen, doch ohne sie zu beschädigen. Letztere bleiben auch an ganz alten Stammtheilen erhalten, während die äusseren Peridermlagen zwischen ihnen abblättern.

Es empfiehlt sich, den Bau der Korkzellen zunächst bei Cytisus Laburnum zu studiren, weil dieselben dort ganz auffallend verdickt sind. Querschnitte durch die Rinde älterer Stammtheile zeigen das Periderm von nur einer Art Korkzellen gebildet. Diese Korkzellen stehen zu regelmässig radialen Reihen angeordnet. Die jüngsten Korkzellen sind farblos, die älteren gelb, die ältesten gelbbraun gefärbt. Die peripherisch gelegenen erscheinen tangential gedehnt, oft bis zum Schwinden des Lumens. Alle diese Korkzellen sind stark verdickt, vornehmlich an ihrer Aussenseite. Man unterscheidet leicht an denselben, auch ohne Hülfe von Reagentien, die zarten, die Zellen trennenden Mittelschichten, eine starke, deutlich lamellöse secundäre Verdickungsschicht und, an der Innenseite der letzteren, eine tertiäre Verdickungsschicht. Sonach besteht jede, je zwei Zellen trennende Wandung aus fünf distincten Schichten: der Mittelschicht, welche die primäre Wand hier repräsentirt und verholzt ist; den beiden secundären Verdickungsschichten, welche allein verkorkt sind, und den beiden tertiären Verdickungsschichten, welche oft ihren Cellulosecharakter behalten und daher als Celluloseschichten bezeichnet werden, in diesem Falle aber ein wenig verholzt sind. Mit Chlorzinkjodlösung färben sich die Korkzellen gelb bis gelbbraun, die jüngeren dunkler als die älteren, ihre tertiären Schichten am dunkelsten. Die eigentlichen Reactionen auf Korkstoff oder Suberin sind das Kali, das Macerationsgemisch und die Chromsäure.[3]) Wir behandeln zunächst die Schnitte mit Kali und stellen fest, dass die Korkzellen gelb werden. Wir erwärmen den Schnitt vorsichtig unter Deckglas auf dem Objectträger und finden alsbald, dass die Intensität der gelben Färbung zugenommen hat. — Mit dem Macerationsgemisch (chlorsaurem Kali und Salpetersäure) erhält man die Cerinsäure-Reaction. In der Kälte wirkt das Gemisch zunächst so ein, dass sich die Korkzellen gelbbraun färben, ausserdem alle ihre Theile deutlicher werden. Kocht man nunmehr das Präparat auf dem Objectträger, wenn nöthig unter Ersatz des Reagens, so bleiben alsbald von dem ganzen Schnitt nur die verkorkten Membranschichten zurück; diese quellen schliesslich und verschmelzen zu einer farblosen, sich kugelig abrundenden Masse. Es ist das die sogenannte Cerinsäure, die in Alcohol, vornehmlich aber in Aether leicht zu lösen ist. — Lässt man ziemlich concentrirte Chromsäure auf die Schnitte einwirken, so bleiben von denselben schliesslich auch nur die verkorkten Schichten der Korkzellen zurück. Nach längerer Zeit werden dieselben so durchsichtig, dass es Mühe macht sie wiederzufinden, doch sie schwinden nicht. Ungeachtet die Mittelschichten aufgelöst worden sind, haften die secundären Verdickungsschichten doch aneinander.

Der Flaschenkork (von Quercus Suber) besteht aus fast kubischen, dünnwandigen, relativ grossen Zellen, die allmählich in etwas stärker

verdickte, flachere, die Grenze der Jahresproduction bezeichnende übergehen, auf welche wieder die kubischen folgen. Zusatz von Kalilauge färbt den Schnitt gelb, vor Allem die etwas dickwandigeren Zellen der Jahresgrenze. An diesen ist nunmehr festzustellen, dass auch hier jede Wandung aus fünf Schichten, wie wir sie bei Cytisus fanden, besteht. Auch hier giebt die tertiäre Verdickungsschicht zunächst nicht Cellulosereaction, sondern erst nach entsprechender Behandlung. Die Reactionen auf Suberin gelingen hier noch schöner als bei Cytisus, vornehmlich die Cerinsäure-Reaction.

Oefters werden vom Phellogen nicht allein centrifugal Korkzellen, sondern auch centripetal Rindenzellen, sogenanntes Phelloderm, gebildet. Nur selten aber erreicht dieses Phelloderm so bedeutende Dicke wie bei den Ribes-Arten. Stellen wir Querschnitte durch ältere Stammtheile von Ribes rubrum her, so finden wir unter der dünnwandigen, braunen Korkschicht zunächst das Phellogen, dann eine dicke Lage chlorophyllhaltiger, flacher Rindenzellen. Auch letztere sind in radiale Reihen angeordnet, die mit denjenigen des angrenzenden Korkes coincidiren. In den inneren Theilen des Phelloderms verliert sich in Folge nachträglicher Dehnung die radiale Anordnung. Die innersten Phellodermzellen schliessen an das Collenchym der Rinde an. Alle die aus dem Phellogen hervorgegangenen Bildungen werden in der Bezeichnung Periderma zusammengefasst; bei Ribes wird das Periderma somit von Kork (Phellem) und Korkrinde (Phelloderma) gebildet. — Von Interesse ist es auch, Querschnitte durch diesjährige Stammtheile von Ribes rubrum, in welchen die Korkbildung vor Kurzem begonnen hat, zu führen. Hier kann man den ersten Anfang der Phellodermbildung sehen und zugleich constatiren, dass bei der genannten Pflanze das Phellogen ziemlich tief in der Rinde angelegt wird. Die nach aussen gelegenen, durch die Korkschicht von der Saftzufuhr abgeschnittenen Gewebe sterben ab, bräunen sich und werden als sogenannte Borke alsbald abgeworfen.

Anmerkungen zum XIV. Pensum.

[1]) Litteratur bei de Bary, Vergl. Anat. pag. 560; v. Höhnel, Stzber. d. math. naturw. Cl. d. k. Ak. d. W. in Wien, Bd. LXXVI. 1877.

[2]) Klebahn, Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XVII.

[3]) Eingeführt durch v. Höhnel, Stzber. d. math. naturw. Cl. d. k. Ak. d. W. in Wien. Bd. LXXVI. pag. 522.

XV. Pensum.

Bau der Laub- und Blumenblätter. Gefässbündelendigung.

Wir wollen es nunmehr versuchen, uns an einer Reihe von Beispielen mit dem Bau der Blätter bekannt zu machen. Wir wenden uns zunächst an die Laubblätter, und zwar an Formen, die eine möglichst weit gehende Differenzirung des inneren Baues aufzuweisen haben. Das erste Beispiel soll Ruta graveolens sein, deren Blätter sich meist auch wäh-

rend des Winters frisch erhalten. Die Blätter dieser Pflanze sind doppelt gefiedert, die Blättchen verkehrt eiförmig. Gegen das Licht gehalten zeigen diese Blättchen helle Punkte, es sind das mit ätherischem Oel erfüllte Secretbehälter, „innere Drüsen" im Gewebe des Blattes. Wir betrachten zunächst Oberflächenansichten der Epidermis und stellen fest, dass die Oberseite (Fig. 60 *A*) überhaupt keine oder meist nur wenige Spaltöffnungen führt, dagegen sind dieselben zahlreich an der Unterseite (*B*). Längliche mit Luft erfüllte Grübchen führen nach der Spalte. Ueber den Secretbehältern liegen, wie man an der Epidermis der Ober- wie der Unterseite constatiren kann, meist vier Zellen (*A*, *sc*). Diese vier Zellen nehmen die Mitte einer flachen Einsenkung ein. An dickeren Stellen des Schnittes, wo der Secretbehälter durch das Messer nicht geöffnet wurde, sieht man in demselben einen stark lichtbrechenden gelben Tropfen. Bei tieferer Einstellung kann man feststellen, dass an die Epidermis der Ober-

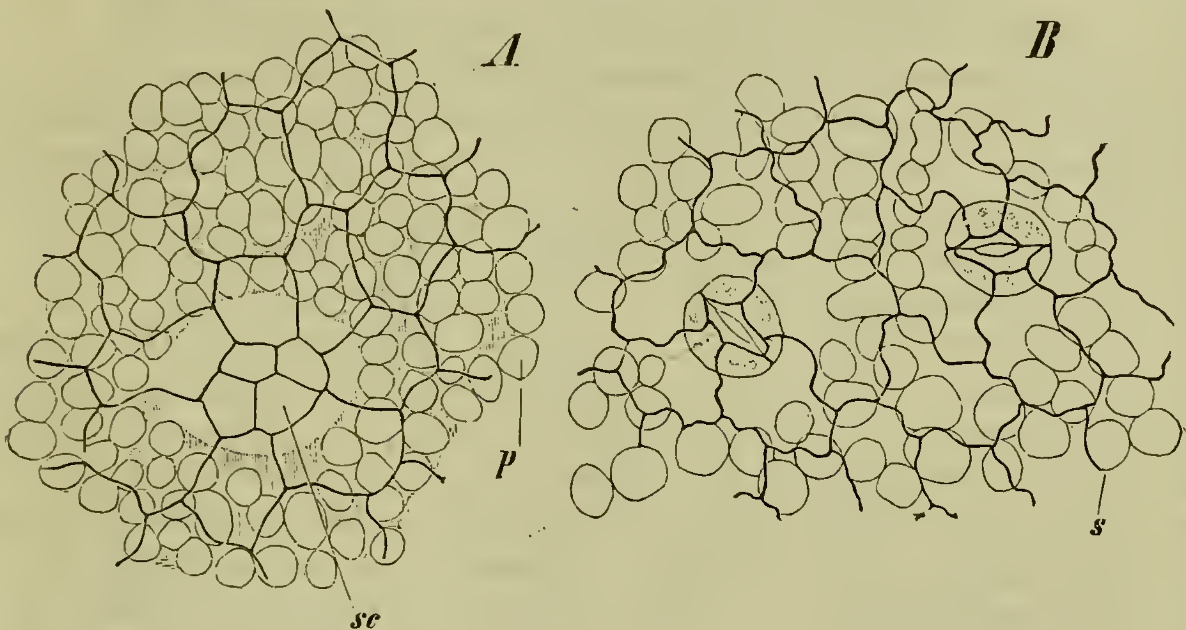


Fig. 60. Epidermis und das ihr angrenzende Gewebe des Blattes von Ruta graveolens. *A* Epidermis der Oberseite, *sc* Epidermiszellen über einem Secretbehälter, *p* Palissadenparenchym, *B* Epidermis der Unterseite, *s* Schwammparenchym. Bei *A* die lufterfüllten Intercellularräume schattirt, bei *B* hell gelassen. Vergr. 240.

seite ein grünes Gewebe aus im optischen Durchschnitt rund erscheinenden Zellen anschliesst (*A*, *p*). Diese Zellen sind seitlich von einander fast vollständig getrennt und die Intercellularräume mit Luft erfüllt. An die Epidermis der Unterseite setzen ebenfalls grüne, im optischen Durchschnitt runde Zellen an (*B*, *s*), doch in viel geringerer Anzahl. Auch diese Zellen sind durch Luft getrennt und lassen besonders unter den Spaltöffnungen weite Athemhöhlen frei (*B*). Nach dieser Orientirung schreiten wir zu den Querschnitten; wir führen dieselben senkrecht zur Längsaxe des Blättchens aus, nach der uns bereits bekannten Methode, indem wir nämlich das Blättchen, um es zu schneiden, zwischen Holundermark einspannen. Der Querschnitt zeigt uns zwischen den beiden Oberhäuten das Blattgewebe oder Mesophyll. Von oben nach unten fortschreitend sehen wir zunächst die Epidermis der Oberseite (Fig. 61 *ep'*), dann eine doppelte Schicht paralleler, zur Oberfläche des Blattes senkrechter, lang gestreckter, chlorophyllhaltiger Zellen, die wir als Palissadenzellen bezeichnen.

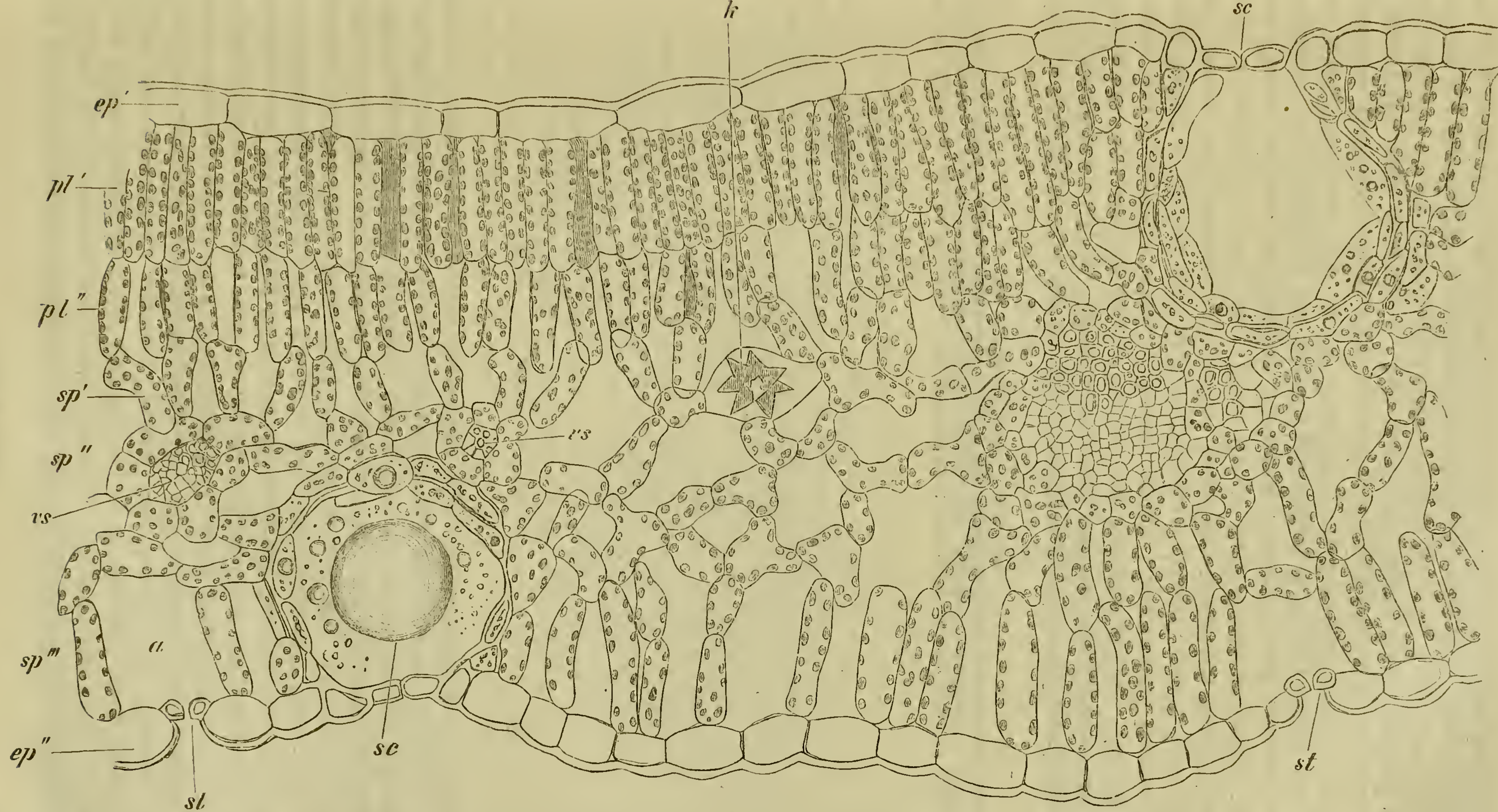


Fig. 61. Querschnitt durch das Blatt von Ruta graveolens; *ep'* Epidermis der Oberseite, *ep''* der Unterseite; *pl* Palissadenparenchym; *sp* Schwammparenchym; *k* krystallführende Zelle; *vs* Gefässbündel; *sc* Secretbehälter; *a* Athemhöhle; *st* Spaltöffnungen. Vergr. 240.

Wir constatirten bereits am Flächenschnitt, dass diese Zellen seitlich von einander mehr oder weniger vollständig getrennt sind; dagegen schliessen deren beide aufeinanderfolgenden Schichten fest mit ihren Enden an einander. Die Elemente der zweiten Palissadenschicht (*pl''*) sind etwas weniger zahlreich als diejenigen der ersten und oft setzen zwei äussere Palissadenzellen an eine innere an. Auf diese beiden Palissadenschichten folgt ein lockeres Gewebe, das bis an die Epidermis der Unterseite reicht und ein Netz mit weiten Maschen bildet, wir bezeichnen dieses Gewebe als Schwammparenchym; dasselbe führt etwas weniger Chlorophyllkörner wie das Palissadengewebe. Die Zellen der oberen Schicht des Schwammparenchyms (*sp'*) sind mit den inneren Palissadenzellen fest verbunden, und zwar setzen sie meist an eine grössere Anzahl von Palissadenzellen an. Keine der Palissadenzellen bleibt an ihrem unteren Ende frei, wo dies (wie auch an einigen Palissadenzellen der beigefügten Figur) der Fall zu sein scheint, liegt der Anschluss nicht in der Fläche des Bildes. So kommen auch im Netze des Schwammparenchyms keine freien Endigungen vor, alle Zellen hängen mit ihren Enden zusammen. Die unterste Schicht des Schwammparenchyms (*sp'''*) ist gegen die Epidermis der Unterseite gestreckt und trifft dieselbe mehr oder weniger senkrecht; dadurch kommt hier eine intermediäre Bildung zwischen Schwammparenchym und Palissadenparenchym zu Stande. Die Athemhöhlen (*a*) unter den Spaltöffnungen (*st*) werden frei gelassen. Einzelne Zellen im Schwammparenchym führen eine Krystalldruse aus Calciumoxalat (*k*). Diese Zellen sind chlorophylllos, tonnenförmig angeschwollen und erscheinen wie suspendirt zwischen den grünen Zellen. An den Kanten des Blättchens sind die Aussenseiten der Epidermiszellen stark verdickt. Die Palissadenschicht wird an der Kante einfach und geht an der Unterseite des Blattes in die gestreckte Schwammparenchymschicht (*sp'''*) über. Die Gefässbündel liegen im Schwammparenchym; das grösste, der Mittelnerv des Blättchens, erreicht einerseits fast die innere Palissadenschicht, andererseits die unterste gestreckte Schwammparenchymschicht. Im Gefässbündel selbst erkennen wir leicht die dunkler sich zeichnenden Gefässe und den helleren Bastheil. Die radiale Anordnung der Elemente lässt auf eine zeitweilige Thätigkeit des Cambiums schliessen. Um das Gefässbündel ist eine Parenchymscheide vorhanden, deren Elemente bereits Chlorophyllkörner führen und an welche die Schwammparenchymzellen im Umkreis ansetzen. Aehnlich sind die Verhältnisse an kleineren Gefässbündeln, wie beispielsweise dem im Bilde dargestellten. Noch kleinere Gefässbündel (*vs*), die auf wenige Gefässe und Bastelemente reducirt sind, trifft man zum Theil im Querschnitt. Dieselben bleiben bis zuletzt von der Scheide gestreckter Parenchymzellen umgeben. Die Secretbehälter (*sc*) stossen an die Epidermis der Ober- oder Unterseite. Sie sind kreisförmig umschrieben, von einer Schicht dünnwandiger, mehr oder weniger desorganisirter Zellen ausgekleidet, auf welche eine Schicht flacher Zellen mit körnigem Inhalt und ziemlich starken, weissen Wänden folgt. An diese Zellen setzt das umgebende, chlorophyllhaltige Mesophyll an. Die Epidermiszellen welche über dem Secretbehälter liegen, sind flacher als die angrenzenden. Das flüchtige Oel lässt sich leicht mit Alcohol entfernen. — Oberflächenschnitte am

Grunde des gemeinsamen Blattstiels zeigen die Epidermis gestreekter und auf Ober- wie Unterseite von Spaltöffnungen unterbroehen. Auch die Oelbehälter fehlen hier nicht. Unter der Epidermis liegt eine Schicht gestreckter, collenehymartiger Zellen, dann erst das chlorophyllhaltige Gewebe. Im Querschnitt sieht man die Epidermis an der Aussenseite verdickt, dann die einfaehe Sehicht verdiekter Collenehymzellen, diese Schicht fehlt nur unter den Spaltöffnungen. Die zwei bis drei Sehichten palissadenartig gestreckter, grüner Zellen sind ziemlieh gleiehförmig im ganzen Umkreis entwickelt, doeh lockerer an der Unterseite. An diese schliessen runde, zunäehst grüne, dann farblose Zellen an, die nach innen zu grösser werden. In diesem inneren Cylinder aus farblosen Zellen laufen die Gefässbündel, das stärkste in der Mediane, der Unterseite genähert; die andern im Umkreis, beiderseits an Grösse abnehmend, mit nach der Mitte des Blattstiels gekehrten Holztheilen. Die grösseren dieser Gefässbündel sind nach aussen mit Strängen von Sklerenchymfasern versehen. Augenscheinlich hat in diesen Gefässbündeln auch die Thätigkeit des Cambiums länger angehalten und nach innen secundäres Holz, nach aussen secundären, dünnwandigen Bast geliefert. Nur in den inneren Theilen des Gefässbündels sieht man grössere Gefässe, in den äusseren Theilen nur noch behöft getüpfelte Tracheïden.

Als zweites Untersuchungsobject wählen wir die Blätter von Fagus silvatiea. Ein dünner Schnitt ist hier, der geringen Dicke der Blätter wegen, weniger leicht zu erhalten. Man wird gut thun, reeht schmale Streifen des Blattes zwischen die beiden Holundermarkstückchen einzuklemmen. Nur die Epidermis der Unterseite trägt Spaltöffnungen. An die Epidermis der Oberseite (*ep* Fig. 62) setzt in Blättern aus sonnigen Standorten eine Sehicht langgestreckter Palissadenzellen (*pl*) an. Diese Palissadenzellen sind, mehr oder weniger vollständig, durch Intereellularräume von einander getrennt. Sie neigen nach unten büschelweise zusammen und an jeden Büschel setzen ein bis mehrere, trichterförmig erweiterte Schwammparenchymzellen (*sp'*) an. Letztere sind mit gestreckten Schwammparenehymzellen zu einem loekeren Netze verbunden, das bis an die Epidermis der Unterseite (*ep''*) reicht. Einzelne chlorophyllfreie Zellen mit einer Krystalldruse (*k'*) sind den Schwammparenehymzellen eingeschaltet. Der Hauptnerv und die Seitennerven erster Ordnung springen aus der unteren Blattfläche als Blattrippen stark hervor. Der vorspringende Theil ist etwa noeh einmal so dick wie die übrigen Theile des Blattes. Das Gefässbündel ragt in die vorspringende Rippe hinein. Letztere wird von gestreckten Epidermiszellen bedeckt, auf welche gestreekte collenchymatisehe Zellen folgen. An diese schliessen Zellen an, die je einen einfachen Krystall führen und dann die mehrschichtige Lage aus Sklerenchymfasern, welche das ganze Gefässbündel umseheidet. An der Oberseite ist über dem Gefässbündel die Palissadenschicht an einer schmalen Stelle unterbrochen und durch Collenchym ersetzt, auf welehes ein sehmaler Streifen gestreckter Epidermiszellen (vergl. aueh bei *ep'''*) folgt. Eine Schicht chlorophyllhaltiger Zellen umscheidet die Sklerenchymscheide und an diese setzen die Schwamparenchymzellen an.

Die Rippen repräsentiren das mechanisehe System der Blätter, welche

biegungsfest gebaut sein müssen. Die Träger sind gleichmässig in der Blattfläche orientirt, die Tragebene steht senkrecht zu dieser Fläche. Die Oberfläche des Blattes ist hauptsächlich auf Zug, die Unterseite auf Druck gespannt. Die Träger sind in dem vorliegenden Falle I förmig gestaltet, das Gefässbündel bildet die Füllung des Trägers. Die Leistungsfähigkeit der auf Druck gespannten unteren Gurtung wird durch möglichst tiefes Hinausrücken derselben aus der unteren Blattfläche in die vorspringenden Blattrippen erhöht. Die Blattlamina ist durch die Nerven straff angespannt und erhält durch dieselben auch die nötige Festigkeit, die sie vor dem Zerreissen schützt.[1])

Kleinere Gefässbündel, wie dasjenige in dem tiefer stehenden Bilde, werden nur an der Ober- und Unterseite von einigen Sklerenchymfasern gestützt. Die letzten Bündelauszweigungen sind ohne sklerenchymatische Belege, direct im ganzen Umkreis von der Parenchymscheide umgeben. Die kleineren Gefässbündel werden an der Holz- und Bastseite von den

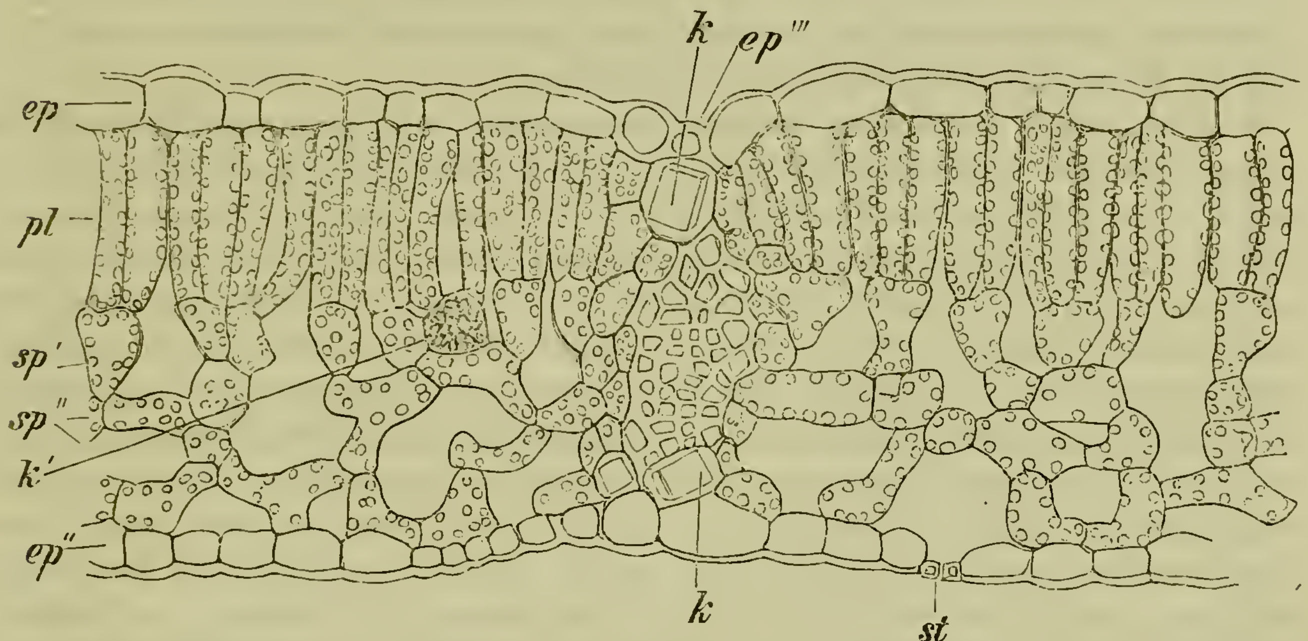


Fig. 62. Querschnitt durch das Blatt von Fagus silvatica. *ep* Epidermis; *pl* Palissadenparenchym; *sp* Schwammparenchym; *k* krystallführende Zellen, in *k'* eine Krystalldruse; *st* Spaltöffnung. Vergr. 360.

krystallführenden Zellen (*k*) begleitet. Ueber und unter ihnen sind die Epidermiszellen etwas gestreckt und bilden schwach vertiefte Streifen. Den Epidermiszellen über den Nerven entspringen lange, sklerenchymfaserähnliche Haare, welche aber am ausgewachsenen Blatte grösstentheils abgeworfen sind.

Unschwer wird man feststellen können, dass die Buchenblätter an sonnigen Standorten besonders dick sind, um so dünner aber werden in je tieferem Schatten sie wachsen.[2]) Die Dickenzunahme trifft, wie die mikroskopische Untersuchung zeigt, das Palissadenparenchym, das sich sehr bedeutend strecken und mehrschichtig werden kann. Das Palissadenparenchym ist eben das für starke Lichtintensitäten angemessene Gewebe, während das Schwammparenchym für geringe Intensitäten passt. In den Palissadenzellen sieht man die Chlorophyllkörner nur in der Profilstellung, das heisst an den gestreckten Seitenwänden vertheilt und dort, je nach der Intensität der Beleuchtung, nur etwas mehr oder weniger in das Zell-

lumen hineinragend. In den Schwammparenchymzellen hingegen können die Chlorophyllkörner je nach der Intensität der Beleuchtung Flächenstellung oder Profilstellung zeigen, das heisst die der Blattoberfläche parallelen oder zu ihr senkrechten Flächen einnehmen. Die Chlorophyllkörner der Palissadenzellen werden zunächst von den Lichtstrahlen getroffen; während die Schwammparenchymzellen nur das durch Absorption in den Palissadenzellen geschwächte Licht erhalten. Dieser Nachtheil wird nun zum Theil durch die in den Schwammparenchymzellen mögliche Flächenstellung ausgeglichen. Wird aber die Intensität der Beleuchtung für das Schwammparenchym zu gross, so nehmen seine Chlorophyllkörner Profilstellungen ein. In Buchenblättern die im intensivsten Sonnenlichte sich entwickelten, wird nun fast das ganze grüne Gewebe von Palissadenparenchym gebildet, während die im Verhältniss etwa dreimal dünneren Blätter, die im tiefen Schatten erwuchsen, fast nur Schwammparenchym aufzuweisen haben.

Doch noch einige andere physiologische Betrachtungen wollen wir an unsere morphologische Untersuchung anknüpfen [3]) und deren Richtigkeit an dem mikroskopischen Bilde prüfen.

In bestimmt gefärbten Chromatophoren, und zwar bei den höher organisirten Pflanzen ausschliesslich in den grün gefärbten Chlorophyllkörnern, findet die Kohlenstoffassimilation statt. Also nur diese gefärbten Plasmakörper sind befähigt, im Lichte hinlänglicher Intensität die Kohlensäure und das Wasser zu zerlegen und aus demselben kohlenstoffreiche Verbindungen darzustellen. Dieser Vorgang wird sich ganz vorwiegend in den Palissadenzellen abspielen und lassen sich dieselben daher physiologisch als ganz vorwiegend assimilatorische Zellen bezeichnen. Die Palissadenzellen sind nun, wie wir bereits gesehen, seitlich mehr oder weniger vollständig von einander getrennt und neigen nach innen büschelförmig zusammen. So werden denn die assimilirten Stoffe nicht seitlich von Zelle zu Zelle abgegeben werden, vielmehr den Weg in das Innere des Blattes einschlagen. Hier schliessen an die Büschel der Palissadenzellen die oft an der Ansatzstelle trichterförmig erweiterten Schwammparenchymzellen an (*sp'* Fig. 61 und 62), die ihrer Function nach physiologisch als Aufnahme- oder Sammelzellen gelten können. Die nun folgenden Schwammparenchymzellen (*sp''* Fig. 61 u. 62) dürften, von demselben Gesichtspunkte aus, als Zuleitungszellen bezeichnet werden. Das Schwammparenchym führt weitere Luftlücken, die mit den Athemhöhlen der Spaltöffnungen in Verbindung stehen, es ist somit auch „Durchlüftungsgewebe“. Auch ist es „Transpirationsgewebe“, da an der Oberfläche seiner Zellen, nach den Intercellularräumen hin, besonders ausgiebige Verdunstung stattfindet. Endlich ist das Sammel- und Zuleitungsgewebe seines Chlorophyllgehaltes wegen auch Assimilationsgewebe. Die Schwammparenchymzellen setzen an die Parenchymscheiden des Gefässbündels an. Sie führen denselben in letzter Instanz die assimilirten Stoffe zu, die zum Theil in der Parenchymscheide selbst, zum Theil in dem Basttheil des Gefässbündels abgeleitet werden: daher die letzteren zusammen die ableitenden Stränge repräsentiren. Die Gefässbündel sind aber zugleich zuleitende Stränge für das Wasser, das in dem Holztheil geführt, von diesem aus an das umgebende Gewebe abgegeben wird und sich zum Theil

in der als Wasserreservoir fungirenden Epidermis sammelt. Das ableitende Gewebe der Parenchymscheide um die Gefässbündel ist es, das mit stark verdickten, der Festigung dienenden „mechanischen“ Zellen zugleich das Gewebe der vorspringenden Blattrippen, als „Nervenparenchym“ bildet. Dieses Nervenparenchym setzt sich in das Grundgewebe des Blattstiels fort, das, wie wir bei Ruta gesehen, ganz vorwiegend nur aus den zuleitenden respective ableitenden und den mechanischen Elementen aufgebaut wird. Assimilatorische Zellen spielen in demselben nur eine untergeordnete Rolle.

Wir wollen uns jetzt mit dem inneren Bau eines Blumenblattes bekannt machen und auch die günstige Gelegenheit benutzen, um den Gefässbündelverlauf und die Gefässbündelendigungen in demselben kennen zu lernen. Die Petala von Verbascum nigrum gestatten es leicht, die Verzweigung der Gefässbündel und deren Endigung zu verfolgen und auch Einblick in den Bau eines zarten Blumenkronenblattes zu gewinnen. Die Luft die dem hellgelben Blumenblatte anhaftet, lässt sich leicht durch Klopfen auf das Deckglas entfernen. Alcohol ist hier nicht anzuwenden, da er die Bilder undeutlich macht. Das Blumenblatt zeigt eine zarte Epidermis an der Ober- und der Unterseite und zwei bis vier Schichten von Schwammparenchymzellen. Nur zwei Schichten findet man an den Rändern, von welchen aus die Dicke des Blattes zunimmt, bis dass die Vierzahl der Schichten erreicht ist. Die stärksten Gefässbündel sowohl, als auch ihre auf die Schraubengefässe reducirten feinsten Auszweigungen, sind von einer Schicht gestreckter, dünnwandiger Parenchymzellen umscheidet. Diese Parenchymscheiden schliessen nach vorn über den Bündelenden zusammen. In den Zellen derselben ist Protoplasmaströmung zu beobachten. Die stark verzweigten Schwammparenchymzellen setzen an die Elemente der Scheide an. Namentlich hübsch ist der Anblick der Bündelenden, welche einen strahlenförmigen Anschluss der Schwammparenchymzellen an die Scheide zeigen.

Die Blumenkronenblätter von Papaver Rhoeas lassen sich auch, nachdem die Luft durch Klopfen auf das Deckglas entfernt wurde, ohne weitere Präparation studiren. Hier ist ausser der Epidermis der Ober- und Unterseite, nur eine Schicht Schwammparenchym vorhanden. Die Gefässbündel endigen nirgends frei, sie schliessen vielmehr in zusammenhängenden Bögen an dem Blattrande ab. Sie sind in ihrem ganzen Verlauf von einer einschichtigen Parenchymscheide umgeben. An diese setzen die Schwammparenchymzellen von beiden Seiten an.

Anmerkungen zum XV. Pensum.

[1]) Vergl. Haberlandt, in Encykl. d. Naturwiss., Handb. d. Bot. Bd. II, pag. 614; J. v. Sachs, Vorlesungen über Pflanzen-Physiologie pag. 59 ff.

[2]) Vergl. hierzu Stahl, zuletzt Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XVI, 1883; Ueber den Einfl. des sonnigen oder schattigen Standortes auf die Ausbildung der Laubblätter.

[3]) Vergl. hierzu Haberlandt, in Encykl. d. Naturwiss., Handb. d. Bot. II., pag. 640.

XVI. Pensum.

Vegetationskegel des Stammes.

Es soll nunmehr unsere Aufgabe sein, uns an einigen prägnant gewählten Beispielen mit dem Bau der Vegetationspunkte bei den Gefässpflanzen bekannt zu machen. Wir wählen als erstes Beispiel eine phanerogame, mit sehr stark entwickeltem, leicht zu präparirendem Vegetationskegel versehene Pflanze, nämlich Hippuris vulgaris.[1]) Wir nehmen kräftige Sprosse für die Untersuchung. Von diesen schneiden wir die Endknospe etwa einen Centimeter unter der Stammspitze ab und entfernen von derselben zunächst alle grösseren Blätter. Hierauf fassen wir die Knospe mit der Spitze nach unten flach zwischen Daumen und Zeigefinger und versuchen einen medianen Längsschnitt aus derselben zu gewinnen. Zu diesem Zwecke wird das Rasirmesser in möglichst senkrechter Lage zwischen den beiden genannten Fingern hindurchgezogen. Zunächst halbirt man die Knospe. Jede Hälfte zerlegt man für sich weiter in derselben Weise. Dann wählt man den der Mitte näheren Schnitt, falls er noch nicht dünn genug erscheint und halbirt ihn wieder und so fort und fort, bis dass man einen hinlänglich zarten Schnitt erhalten hat. Die Operation wird zum ersten Mal vielleicht nicht gelingen, doch im Allgemeinen keine zu grossen Schwierigkeiten machen und bald eingeübt werden können. Wer übrigens die im Anfang sich bietenden Schwierigkeiten nicht zu überwinden vermag, kann noch in anderer Weise zum Ziele kommen. Statt zwischen die Finger, bringt er das Object zwischen zwei flache Holundermarkstückchen und zieht nun das Messer zwischen diesen hindurch. Das richtige Treffen des Objects ist dann freilich weit mehr dem Zufall anheim gegeben. Objecte, welche, wie das vorliegende, eine beträchtliche Dicke und Festigkeit besitzen, lassen sich auch zwischen die Ränder zweier Holundermarkstückchen einklemmen und mit diesen zusammen, so wie wir es in früheren Fällen gethan, schneiden.

Unter den dargestellten Schnitten wählen wir nun einen genau medianen für die Untersuchung aus; wir erkennen ihn an dem schlanken, regelmässig ausgebildeten Vegetationskegel. Dieser Vegetationskegel bildet die Blätter in vielgliedrigen Wirteln und so sieht man denn dieselben in einiger Entfernung vom Scheitel sich als isolirte Höcker gleichmässig im Umfang des Vegetationskegels erheben. Unterhalb des zweitjüngsten Wirtels beginnen sich die Stengelknoten als quere, dichtere Gewebeplatten zu markiren, über und unter welchen, in der Rinde des Stengels, die Luftgänge auftreten. Diese Luftgänge, die von einer Knotenscheibe bis zur andern reichen, werden in dem Maasse grösser, als der Stengel an Volumen zunimmt. Die Internodien strecken sich sehr rasch und gleichmässig und in demselben Verhältnisse wächst auch ihre Dicke. Etwa unter dem viertjüngsten Blattwirtel beginnt die Ausbildung der Gefässe im Stengel. Man sieht dieselben sehr schön nach Zusatz von ein wenig Kalilauge. Diese Gefässe treten in der Längsaxe des Stengels auf. Sie gehören einem Gefässbündel an, das akropetal fortwächst und mit einzel-

nen Ringgefässen nach oben abschliesst. Erst im zehnten bis zwölften Knoten werden diejenigen Gefässe sichtbar, die den Blättern angehören. Dieselben setzen an die Gefässe des Stammbündels an. Wir haben es somit bei Hippuris mit einem einzigen, dem Stamm angehörigen, daher „stammeigenen" Gefässbündel zu thun, an welches die den Blättern angehörigen, daher „blatteigenen" Gefässbündel ansetzen. — In den Achseln der Blätter beginnen in geringer Entfernung vom Scheitel sich kleine flache Höcker zu erheben, welche die Anlagen fächerförmiger, von einer einfachen kurzen Stielzelle getragener Schuppen sind. Nur bei den in Blüthenbildung begriffenen Exemplaren treten uns hier auch Anlagen von Achselknospen entgegen. — Um uns mit dem Bau des Vegetationskegels eingehender bekannt zu machen, wählen wir einen schönen, medianen Längsschnitt aus, behandeln denselben mit concentrirter Kalilauge, waschen ihn aus und legen ihn in concentrirte Essigsäure. Nach einiger Zeit untersuchen wir ihn in derselben Essigsäure oder in Kaliumacetat. Dabei ist es von Vortheil, den Schnitt nicht direct auf den Objectträger, sondern auf ein diesem aufliegendes Deckglas zu bringen und mit einem zweiten Deckglase zu bedecken. So ist man in der Lage, den Schnitt nach Bedürfniss zugleich mit den Deckgläsern umzukehren und ihn von beiden Seiten zu betrachten; doch muss dafür gesorgt werden, dass keine Flüssigkeit zwischen das untere Deckglas und den Objectträger gelange. — Wir constatiren jetzt bei stärkerer Vergrösserung (vergl. die Fig. 63) eine ganz bestimmte Anordnung der Zellen im „Meristem" des Vegetationskegels. Es sind mantelförmige Zellschichten, deren Scheidewände eine Schaar confocaler Parabeln bilden. Die äusserste Zellschicht, welche den Vegetationskegel deckt und als einfache Zellschicht auch über die Blattanlagen läuft, ist das die Epidermis bildende Dermatogen (*d*). Unter diesem lassen sich noch vier, ja selbst mehr undifferenzirte Gewebeschichten (Meristemschichten) über den Scheitel verfolgen, welche dem „Periblem" (*pr*) angehören, aus welchem die Rinde des Stengels hervorgeht. Endlich finden wir einen centralen Cylinder, der kegelförmig verjüngt nach oben mit meist einer Zelle abschliesst und aus welchem, wie tiefer am Schnitte zu constatiren ist, das axile Gefässbündel des Stengels sich bildet. Dieses Gewebe bezeichnen wir als Plerom (*pl*). Epidermis, Rinde und axile Gefässbündel haben somit bei Hippuris ihre eigenen „Histogene". Eine einzelne Scheitelzelle ist nicht vorhanden, wohl aber gipfeln die einzelnen Histogene am Scheitel des Vegetationskegels in einer oder in mehreren „Initialen". Nicht in allen Vegetationskegeln der Phanerogamen, muss aber gleich hinzugefügt

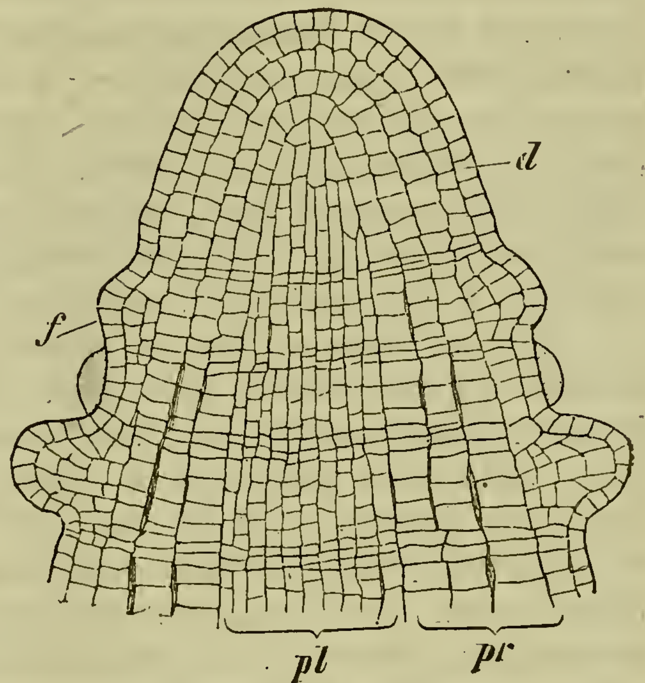


Fig. 63. Längsschnitt durch den Vegetationskegel von Hippuris vulgaris. *d* Dermatogen; *pr* Periblem; *pl* Plerom: *f* Blattanlage. Vergr. 240.

werden, ist die Trennung der „Histogene“ so scharf wie in diesem Falle ausgeprägt. Bei vielen Gymnospermen (Abietineen, Cycadeen) ist eine scharfe Trennung zwischen Dermatogen und Periblem nicht vorhanden und oft auch das Periblem vom Plerom nicht deutlich getrennt. Bei den Angiospermen ist das Dermatogen stets scharf abgesetzt, doch eine Grenze zwischen Periblem und Plerom häufig nicht vorhanden. Es handelt sich somit überhaupt nicht um eine Verschiedenheit der Gewebe, die sich bis in das Meristem des Vegetationskegels fortsetzten sollte, vielmehr um mechanische Anordnungen der Zellwände, welche die nöthige Festigkeit dem jungen Gewebe verleihen. Deutlich tritt uns in dieser Anordnung die rechtwinklige Schneidung der antiklin, das heisst senkrecht die Oberfläche treffenden und der periklin, das heisst parallel zu dieser laufenden Wände entgegen.[2]) Bei alledem können wir die Bezeichnungen Dermatogen, Periblem und Plerom beibehalten, weil die Anordnungen der Zellschichten, wie wir sie bei Hippuris beobachtet, häufig in den Vegetationskegeln der Phanerogamen wiederkehren und diese Termini somit bequem für die Bezeichnung bestimmter Regionen des Vegetationskegels benutzt werden können. Aus dem Dermatogen geht thatsächlich bei den Angiosperm-Pflanzen, wenn wir von ganz wenigen Ausnahmen absehen, nur die Epidermis hervor. Das Gefässbündelsystem ist aber nicht immer auf das Plerom in seiner Entstehung angewiesen, es kann vielmehr auch im Periblem seinen Ursprung finden. — Für Anlage der Blätter sehen wir in der äussersten Schicht des Periblems zunächst perikline Theilungen eintreten (bei *f*), denen antikline folgen. Das Dermatogen der sich vorwölbenden Stelle bleibt einschichtig, es theilt sich nur durch antikline. Ebenso finden für Anlage der Knospen perikline und antikline Theilungen in der äusseren Periblemschicht, antikline in dem Dermatogen statt.

Wir untersuchen hierauf einen flachen Vegetationskegel, wie er den meisten Phanerogamen zukommt. Als Beispiel mag der als Zierstrauch in allen Gärten cultivirte Evonymus japonicus[3]) dienen, den man zu jeder Jahreszeit untersuchen kann und dessen Knospen sich sehr gut schneiden lassen. Wir stellen zunächst Querschnitte her, um uns eine Scheitelansicht des Vegetationskegels zu verschaffen. Wir behandeln den betreffenden Querschnitt mit Kalilauge und, nachdem er mit Wasser ausgewaschen, längere Zeit mit Essigsäure. Bei schwacher Vergrösserung erkennen wir den Vegetationskegel als flachen Höcker, umgeben von den jüngsten Blattanlagen. Diese stehen in zweigliedrigen, alternirenden Wirteln, also decussirt, wie man zu sagen pflegt. Jedes neue Blattpaar erhebt sich nach entsprechender Grössenzunahme des Vegetationskegels, in den zwischen den beiden vorausgehenden Blättern vorhandenen Lücken. (Fig. 64 *A*). Vergrössern wir jetzt entsprechend, so gelingt es uns hier äusserst leicht, die Anordnung der Zellen am Scheitel zu verfolgen. Die Fig. 64 *B* giebt ein solches Bild wieder; eine Scheitelzelle ist somit nicht vorhanden. — Querschnitte dicht unter dem Scheitel geführt, zeigen uns eine rasch eintretende Differenzirung des Gewebes in Urmark, in „Procambium“, welches die Gefässbündel bilden soll, und in primäre Rinde. Die Procambiumzone zeigt hier eine im Durchschnitt rhombische Figur, mit etwas vortretenden und abgerundeten Kanten. Diese Figur ist

abwechselnd in der Richtung der neu eingetretenen Procambiumstränge gestreckt. Das Procambium besteht aus dünnwandigen, engen, radial angeordneten Zellen. An den Kanten der Figur beginnt die Ausbildung der Elemente des Gefässbündels: Protophloëmelemente an der äussern, Schraubengefässe an der innern Seite der Procambiumzone. Diese Region beginnender Differenzirung der Gefässbündelelemente ist gegen das übrige

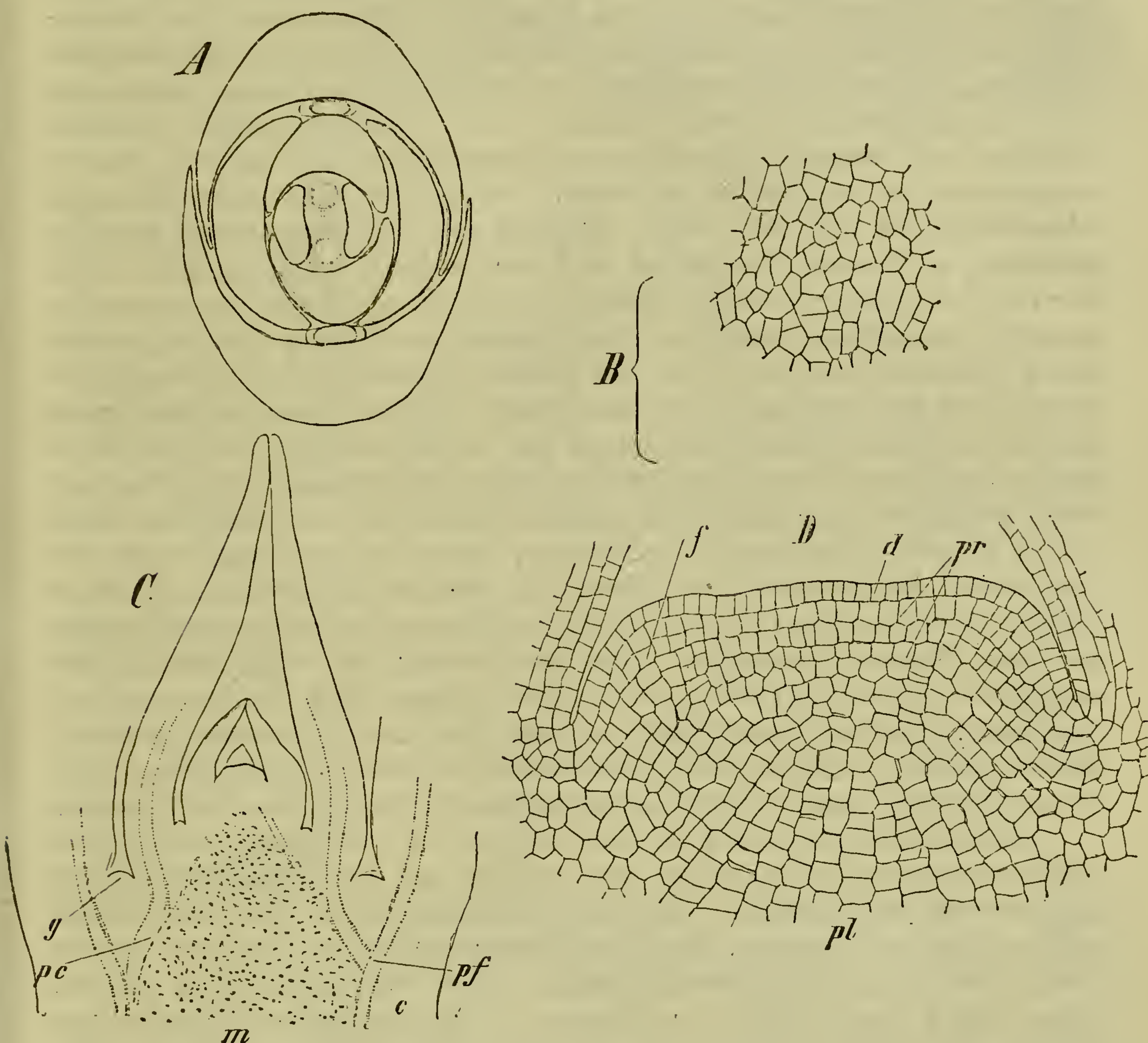


Fig. 64. Stammspitze von Evonymus japonicus. *A* Scheitelansicht derselben, 12 Mal vergr. *B* Scheitelansicht des Vegetationskegels, 240 Mal vergr. *C* Medianer Längsschnitt durch die Stammspitze, 28 Mal vergr. *D* Medianer Längsschnitt durch den Vegetationskegel, 240 Mal vergr. *d* Dermatogen; *pr* Periblem; *pl* Plerom; *f* Blattanlage; *g* Knospenanlage; *pf* Blattspuren; *pc* Procambiumring; *m* Mark; *c* Rinde.

Procambiumgewebe nicht abgegrenzt. Die Procambiumzone öffnet sich an den Stellen eintretender Blattgefässbündel, um dieselben aufzunehmen. In den Achseln der jungen Blätter sieht man die Anlagen je einer Achselknospe. — Den medianen Längsschnitt zeigt bei schwacher Vergrösserung das Bild der Figur 64, *C.* Der flache Vegetationskegel, die an Grösse zunehmenden Blattanlagen, die Achselknospen (*g*), die Differenzirung des Urmarks (*m*), der Procambiumzone (*pc*), der den Blättern und dem

Stamme gemeinsamen Gefässbündel [der sogenannten Blattspuren (*pf*)] und der primären Rinde (*c*) sind mit einem Blicke zu übersehen. Mark und Rinde führen grosse Mengen von Krystalldrusen aus Calciumoxalat. An frisch in Wasser untersuchten Schnitten erscheinen Mark und Rinde grünlich, während die Procambiumzone sich hell zeichnet. Um die Anordnung der Zellen am Vegetationskegel zu verfolgen, wenden wir wieder Kalilauge und Essigsäure an. Wir finden zu äusserst am Vegetationskegel das einschichtige Dermatogen (Fig. 64 *D*, *d*); darunter drei Mantelschichten, die wir als Periblem zu bezeichnen haben (*pr*) und dann den centralen, soliden Gewebecylinder, der nicht überall scharf gegen das Periblem abgegrenzt ist, das Plerom (*pl*). Der Vegetationskegel erscheint zwischen zwei letzten, vorgerückteren Blattanlagen sehr schmal; so bekommt man ihn gewöhnlich zu sehen. Dahingegen muss man oft lange schneiden, bevor man die ersten Anlagen der Blätter antrifft. Ist dies gelungen, so präsentirt sich das Bild wie in der beigefügten Fig. 64 *D*. Der Vegetationskegel erscheint dann viel breiter, die Histogene lassen sich besser in demselben verfolgen. Die Bildung der Blätter wird eingeleitet durch perikline Theilungen in den beiden äussersten Periblemschichten (bei *f*); das Dermatogen bleibt einschichtig. — Eben dieselben Theilungen wie für Anlage der Blätter finden in der Achsel des drittjüngsten Blattpaares zur Bildung der Achselknospen statt; der Vorgang wird ebenfalls durch perikline Theilungen in den hypodermalen Zellschichten eingeleitet. — Mit Sicherheit lässt sich feststellen, dass das Dermatogen nur die Epidermis, das Periblem die Rinde, das Plerom das Mark des Stammes liefern. Weniger sicher ist der Nachweis, dass auch der Procambiumring aus dem Plerom hervorgeht. Dass die Bildung der Gefässbündel nicht ausschliesslich an das Plerom gebunden sein kann, folgt ja schon aus dem Umstande, dass der in das Blatt tretende Theil des Gefässbündels innerhalb der Rinde, somit aus dem Periblem entsteht und dass das ganze innere Gewebe des Blattes, mit sammt Gefässbündel, ein Product des Periblems ist.

Schliesslich wollen wir auch noch eine mit Scheitelzelle wachsende Gefässkryptogame untersuchen und wählen als das günstigste Object Equisetum arvense.[4]) Hier ist es relativ leicht die Scheitelzelle zur Ansicht zu bringen. In Entwicklung begriffene Sprosse werden frisch oder als Alcohol-Material studirt. Wir tragen ein etwa 10 *mm*. langes Stück vom Gipfel des Sprosses ab und schneiden dasselbe wie in früheren Fällen, mit dem Scheitel nach unten gekehrt, zwischen den Fingern.

Unter den erhaltenen Längsschnitten suchen wir einen solchen aus, der den konischen Vegetationskegel intact zeigt. Um in die Anordnung der Zellen dieses Kegels Einblick zu bekommen, müssen wir denselben meist etwas durchsichtiger machen, was auch hier durch Zusatz von ein wenig Kalilauge geschehen kann. Sollte dieselbe zu stark eingewirkt und den Vegetationskegel bis zum Unkenntlichwerden der Zellwände aufgehellt haben, so helfen wir durch einen entsprechenden Wasserzusatz dem Uebelstande ab. Bei frischen Schnitten haben wir die Anwendung jedes wasserentziehenden Mittels zu vermeiden, da sonst der Vegetationskegel schrumpft. Schnitte aus Alcohol-Material können hingegen in Glycerin gelegt werden,

doch direct, nicht nach vorausgehendem Aufenthalt im Wasser. Mit Vortheil lässt sich ein mit Kalilauge behandelter Schnitt mit sehr verdünnter Safraninlösung tingiren. Dies darf aber nur in sehr geringem Grade geschehen; alsdann treten die Wände deutlicher hervor. Die besten Bilder erhält man wieder, wenn man die Schnitte ganz kurz mit concentrirter Kalilauge behandelt, dann mit Wasser auswäscht und für zwei Stunden in concentrirte Essigsäure einlegt. Solche Schnitte werden dann in Wasser, besser noch in verdünnter Essigsäure oder in einer concentrirten Lösung von Kaliumacetat untersucht. In letzterer Flüssigkeit können sie auch dauernd aufbewahrt werden. — In Glycerin schrumpfen hingegen diese Schnitte zusammen. — Da es hier ganz besonders wichtig ist, den Schnitt abwechselnd von seinen beiden Seiten betrachten zu können, so legen wir ihn, so wie wir es bereits mit dem Vegetationskegel von Hippuris gethan, zwischen zwei Deckgläser.

Ist der Vegetationskegel in günstiger Richtung getroffen worden, so präsentirt sich dessen dreiseitig pyramidale (dreiflächig zugespitzte), mit convexer Grundfläche versehene Scheitelzelle (*t*, Fig. 65) in Gestalt eines Keiles, dessen Spitze in das Gewebe des Vegetationskegels eingesenkt ist und dessen Grundfläche sich frei nach aussen vorwölbt. Diese Scheitelzelle theilt sich durch Scheidewände, welche den vorhandenen Seitenflächen parallel sind, in einer Schraubenlinie auf einander folgen und in drei gerade Reihen angeordnete Segmente bilden. Diese Segmente (*S*) sind in unserer Figur 65 im Profil zu sehen. Sie theilen sich in bestimmter Weise weiter und bauen so allmählich den Körper der Pflanze auf. In einiger Entfernung von der Scheitelzelle erhebt sich aus dem Vegetationskegel ein Wall, der an seinem Rande mit keilförmigen Initialen wächst. Einzelne Stellen dieses Randes werden später in ihrer Entwicklung bevorzugt und bilden die freien Blattzipfel des im unteren Theile verwachsenblättrigen Blattwirtels. Je weiter von der Scheitelzelle entfernt, um so grösser werden die Blattwirtelanlagen, gleichzeitig schreitet die Differenzirung der inneren Gewebe des Stammes,

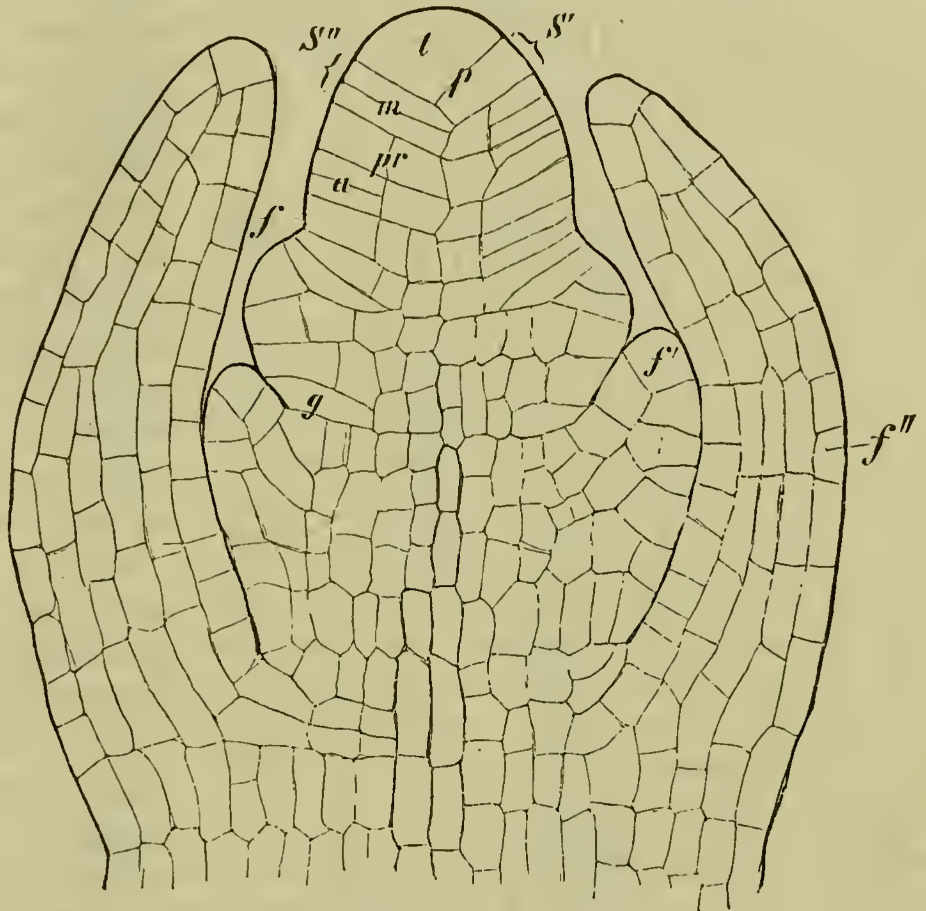


Fig. 65. Längsschnitt durch den Vegetationskegel eines vegetativen Hauptsprosses von Equisetum arvense. *t* Scheitelzelle; *s'* jüngstes, *s''* nächst älteres Segment; *p* Hauptwände; *m* Halbirungswand; *pr* spätere perikline, *a* antikline Wände; *f* erster, *f'* zweiter, *f''* dritter Blattwirtel; *g* Initialzelle einer Achselknospe. Vergr. 240.

vornehmlich die Trennung in dichtere, kleinzelligere, niedrige Knoten und in weniger dichte, gestrecktzellige, lange Internodien fort (Fig. 66). Zunächst beginnt im Innern des Stengels sich das grosszellige Mark zu sondern. Im fünfthöchsten Internodium werden in den Procambiumsträngen, an der äusseren Grenze des Markes, die ersten Ringgefässe sichtbar und lassen sich von hier aus in die nächst höhere Anlage des Blattwirtels verfolgen. Jedes einzelne Gefässbündel kommt hier dem Stengel und dem Blatte gemeinsam zu und wird daher als Blattspur bezeichnet. In jedem Internodium laufen somit so viel Gefässbündel abwärts, als Blätter im Blattwirtel vertreten sind. Die getrennt von einander angelegten Blattspuren werden etwa erst in dem unterhalb des siebenten Internodiums gelegenen Knoten durch seitliche Zweige verbunden, wodurch dann ein geschlossenes Gefässbündelsystem zu Stande kommt. Annähernd im zehnten Internodium beginnt sich das Mark durch Auseinanderweichen seiner Zellen auszuhöhlen. In den Knoten hingegen haben die Markzellen eine entsprechende Vermehrung erfahren und bleiben im Zusammenhange. Die Seitenknospen werden aus einzelnen Zellen in der Achsel des Blattwirtels angelegt. Sie stehen in Wirteln und wechseln, wie die Betrachtung des fertigen Zustandes lehrt, mit den freien Blattzipfeln ihres Blattwirtels, dessen Gewebe sie, um nach aussen zu treten, am Grunde schliesslich durchbrechen, ab. Daher zeigt auch der Längsschnitt die etwas grösseren Knospen-Anlagen in das Gewebe der dicht der Stengeloberfläche anliegenden Blattwirtel hineingewachsen. In der Höhe des siebenten Knotens etwa sind die Knospen so weit entwickelt, dass sie bereits mehrere Blattwirtel-Anlagen besitzen. Ihr Vegetationskegel kann mit Vortheil zum Studium der Scheitelzelle verwendet werden.

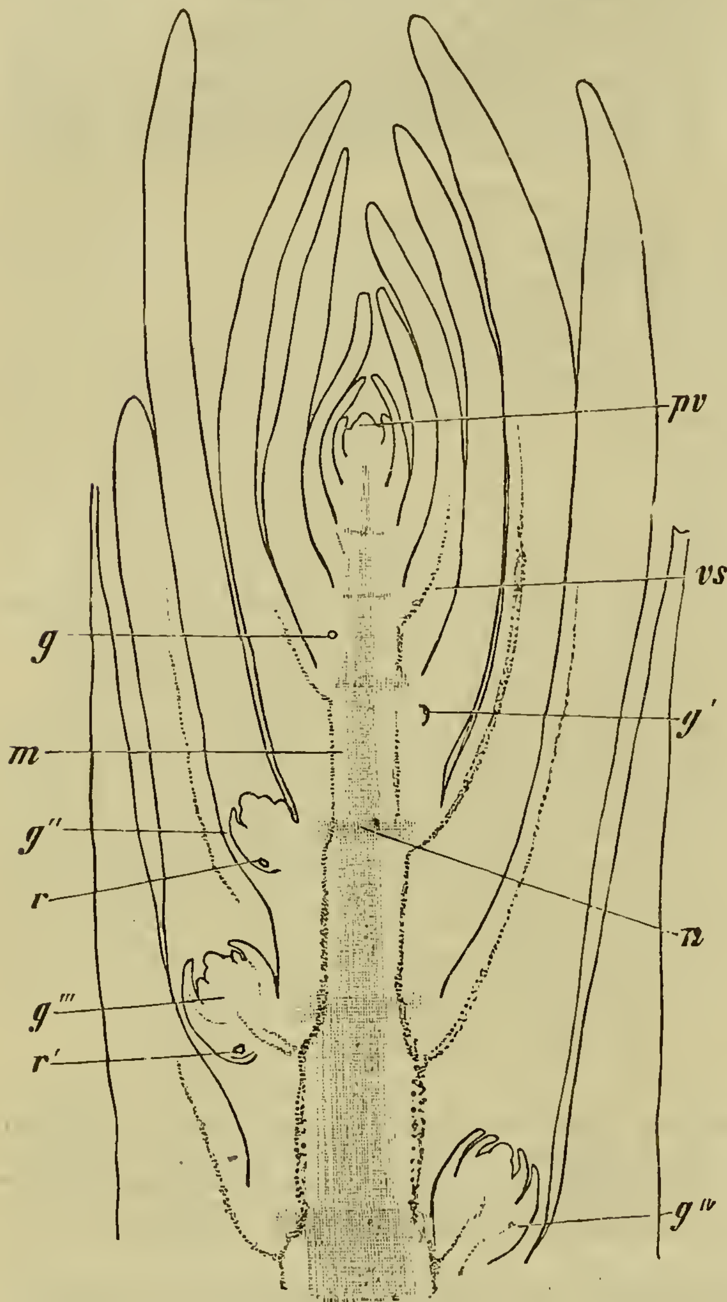


Fig. 66. Medianer Längsschnitt durch einen vegetativen Hauptspross von Equisetum arvense. *pv* Vegetationskegel des Hauptsprosses; *g* Initiale für eine Knospe; *g'*, *g''*, *g'''*, *g''''* Entwicklungszustände solcher Knospen; *r*, *r'* die Anlage einer Wurzel an den Knospen; *m* Differenzirung des Urmarks; *vs* auftretende Schraubengefässe; *n* Differenzirung der Knotendiaphragmen. Vergr. 26.

Unter den Gefässkryptogamen besitzen nur die Equiseten und Ophio-

glossen collateral gebaute Gefässbündel, was wir leicht an einem Querschnitt durch ein älteres Internodium von Equisetum arvense constatiren können. Die Gefässbündel sind zu einem einfachen Ringe um das hohle Mark angeordnet. In dem nach innen gekehrten Holztheil jedes Gefässbündels ist ein Intercellulargang, die Carinalhöhle zu bemerken; der nach aussen gekehrte, dünnwandige Basttheil ist an den Seiten von Ring- und Netzgefässen des Holztheils umfasst. Eine Endodermis umgiebt den ganzen Gefässbündelcomplex. In der breiten Rinde fallen, mit den Gefässbündeln alternirend, die weiten Intercellulargänge, die Vallecularhöhlen, besonders auf. Zählen wir die freien Blattzipfel an dem nächst höheren Blattwirtel ab, so finden wir, dass die Zahl der Gefässbündel mit jener Zahl übereinstimmt. Um uns über den Gefässbündelverlauf zu orientiren, führen wir jetzt aufeinanderfolgende Querschnitte so lange aus, bis dass wir aus dem einen Internodium durch den Knoten in das nächst tiefere gelangt sind. Wir können hierzu frisches oder Alcohol-Material benutzen, nur kommt es darauf an, dass wir uns an möglichst junge Stengeltheile halten, weil ältere stark verkieselt sind und das Messer rasch stumpf machen. Um die Querschnitte recht gleichmässig herzustellen, können wir uns des auf Seite 52 besprochenen Mikrotoms bedienen. Die Schnitte werden in entsprechender Reihenfolge auf dem Objectträger angeordnet und können mit Kalilauge noch durchsichtiger gemacht werden. Der genaue Vergleich dieser aufeinanderfolgenden Schnitte wird uns lehren, dass jedes aus dem höher gelegenen Internodium stammende Gefässbündel sich im Knoten in zwei Gabeläste spaltet und dass je ein Gabelast zweier benachbarter Gefässbündel mit einem hier aus dem Blattwirtel eintretenden, neuen Gefässbündel verschmilzt. Sind die Gefässbündel der Seitenknospen bereits ausgebildet, so complicirt dies etwas das Bild. Jede Seitenknospe setzt mit zwei Gefässbündeln an das Gefässbündelsystem der Mutteraxe an und zwar mit je einem Gefässbündel an die beiden Gabeläste eines nächst höheren Stengelbündels, gleich nachdem sich dieses in die beiden Gabeläste theilte. Die Seitenknospen alterniren mit den Gefässbündeln des sie bergenden Blattwirtels und entsprechen in ihrer Lage den Gefässbündeln des nächst höheren und nächst tieferen Blattwirtels. — Wie aus unseren Wahrnehmungen folgt, ist das ganze Gefässbündelsystem unseres Equisetum-Stengels ein gemeinsames, es wird von Blattspuren gebildet, die sich an ihrem Grunde innerhalb des Knotens gabeln, um hier durch Vermittlung ihrer Gabeläste mit neu eintretenden Gefässbündeln zu verschmelzen. — Dass die mit einander verschmolzenen Blattspuren das ganze Gefässbündelsystem bilden, ist überhaupt bei Gefässpflanzen der gewöhnlichste Fall; wir wollen daher auch unsere Studien über Gefässbündelverlauf auf dieses eine, möglichst einfache Beispiel beschränken. — Bei der Untersuchung eines complicirteren Falles, ist es nothwendig die aufeinanderfolgenden Schnitte gleichsinnig auf dem Objectträger zu orientiren, um sie leichter vergleichen zu können. Man erleichtert sich letztere Aufgabe dadurch, dass man eine Seite des Stengels durch einen wenig tiefen, longitudinalen Einschnitt bezeichnet. Oft wird es nöthig die aufeinanderfolgenden Schnitte zu zeichnen, um eine Verschiebung der einzelnen Gefässbündel sicher constatiren zu können.

Tangential geführte Längsschnitte, mit Kalilauge durchsichtig gemacht, können in manchen Fällen mit einem Mal den ganzen Gefässbündelverlauf bloslegen.

Anmerkungen zum XVI. Pensum.

[1]) Sanio, Bot. Zeitung, 1864, pag. 223, Anm. **, 1865, pag. 184; de Bary, Vergl. Anat., pag. 9; L. Kny, Wandtafeln, III. Abth., pag. 99.

[2]) Sachs, Arbeiten des bot. Inst. in Würzburg. Bd. II, pag. 46 u. 185.

[3]) Hanstein, die Scheitelzellgruppe im Vegetationspunkt d. Phanerogamen, pag. 9; Warming, Rech. s. l. ramif. d. Phaner.

[4]) Vergl. Cramer, Pflanzenphys. Unters. v. Naegeli, Heft 3, pag. 21; Reess, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. VI, pag. 209; Sachs, Lehrb., IV. Aufl., pag. 393 und Goebel, Grundzüge, pag. 291; de Bary, Vergl. Anat., pag. 20.

XVII. Pensum.

Vegetationskegel der Wurzel.

Es gilt nunmehr auch den Vegetationskegel einiger Wurzeln kennen zu lernen. Wir beginnen mit den Angiospermen. Der Bau der Wurzelspitze derselben[1]) lässt sich relativ leicht bei den Gramineen studiren. Dieselben führen uns freilich nur einen der bei Angiospermen möglichen Typen des Wurzel-Wachsthums vor, doch einen recht verbreiteten und instructiven, der daher sehr geeignet ist, uns in die betreffenden Vorgänge einzuführen. Um günstiges Material zu erhalten, wählen wir mit Vortheil in Blumentöpfen gezogene Pflanzen. Stülpen wir den Blumentopf um, so sind meist freie Wurzelspitzen in der Peripherie des Erdbodens zu finden. Dieselben müssen frisch untersucht werden. Wir wählen die gemeine Gerste, Hordeum vulgare, zu eingehenderem Studium. Zunächst stellen wir, um uns zu orientiren, einen Querschnitt durch einen älteren Wurzeltheil her. Wir finden in der Mitte des axilen Gefässbündelcylinders ein grosses Gefäss, dann in der Peripherie desselben etwa acht Gefässstrahlen mit ebenso vielen Basttheilen alternirend. Wie auch sonst bei Gramineen, reichen die Gefässstrahlen hier bis an die Endodermis, unterbrechen somit das Pericambium. Die Endodermis lässt, mehr oder weniger deutlich, den schwarzen radialen Schatten erkennen; dann folgt die ziemlich starke Rinde. — Den Längsschnitt durch die Wurzelspitze stellen wir zwischen Daumen und Zeigefinger her. Derselbe muss genau median sein; dann ist das Bild klar, auch ohne Anwendung von Reagentien, die hier die Deutlichkeit wenig fördern. — Vor allen Dingen fällt es auf, dass der Wurzelkörper von der Wurzelhaube scharf abgegrenzt ist. Es lässt sich thatsächlich eine Linie, welche der Aussenfläche der Epidermis folgt, continuirlich über den Scheitel, zwischen Wurzelkörper und Wurzelhaube, verfolgen (vergl. die Figur 67). Doch läuft das Dermatogen nicht als solches über den Scheitel, vielmehr ist zu constatiren, dass das Dermatogen (*d*) und das Periblem (*pr*) am Scheitel in gemeinsamen Initialen gipfeln.

In der unten stehenden Figur ist nur eine einzige solche gemeinsame Initiale vorhanden, es können auch mehrere sein. Das Dermatogen lässt sich als solches bis an diese Initialen heran verfolgen; das Periblem stösst auch, nur eine Zellschicht stark, an dieselben. Das Plerom gipfelt unter dieser gemeinsamen Dermatogen-Periblem-Kappe in eigenen Initialen.

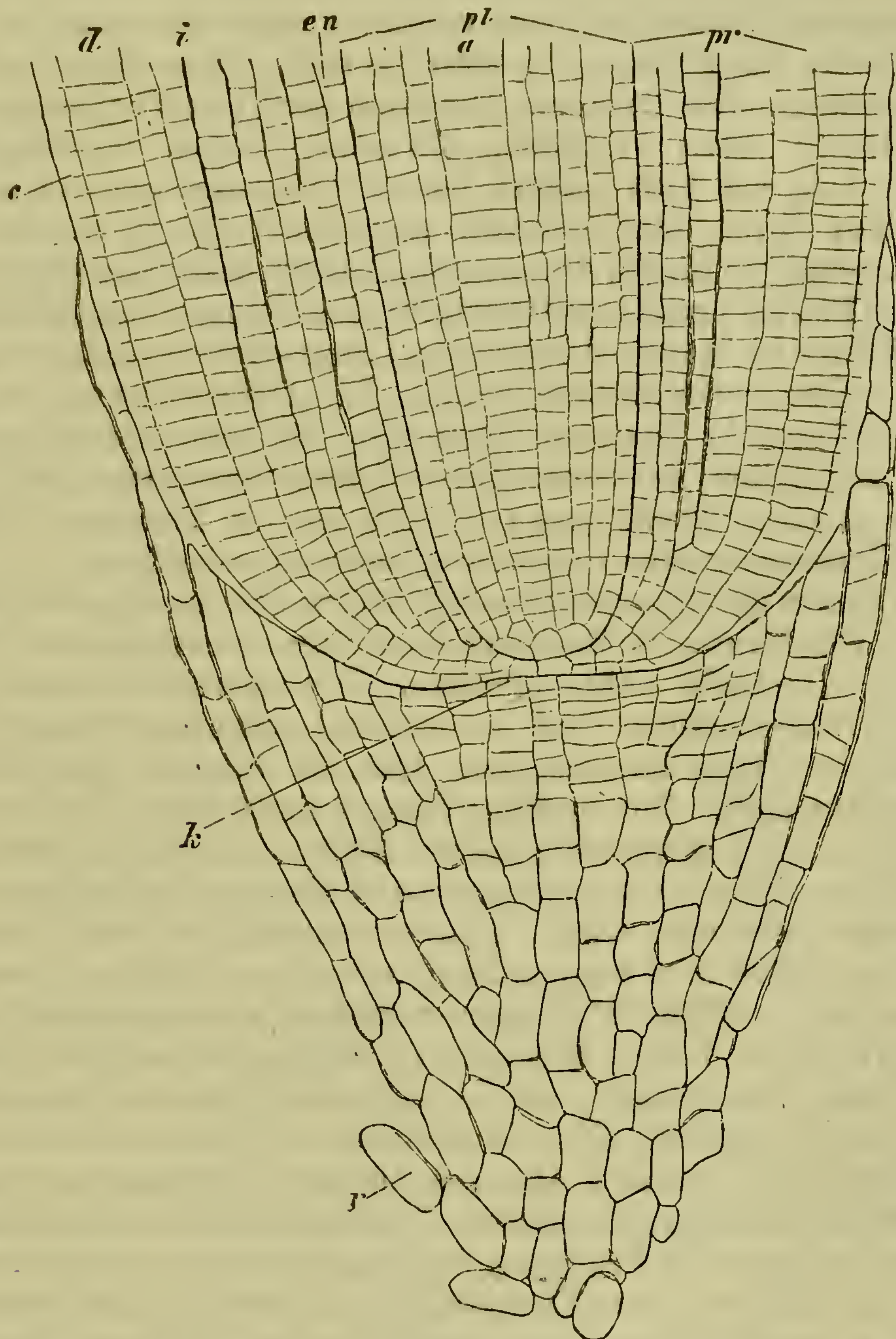


Fig. 67. Medianer Längsschnitt durch die Wurzelspitze von Hordeum vulgare. *k* Kalyptrogen; *c* verdickte Aussenwand der Epidermis; *d* Dermatogen; *pr* Periblem; *pl* Plerom; *en* Endodermis; *i* mit Luft erfüllter Intercellulargang; *a* Zellreihe, welche das centrale Gefäss bilden wird; *r* abgestossene Zellen der Wurzelhaube. Vergr. 180.

An die Linie, welche Wurzelkörper und Wurzelhaube trennt, grenzen nach aussen die Initialen für die Wurzelhaube, eine flachzellige Schicht bildend, die als Kalyptrogen (*k*) bezeichnet wird. Die von dem Kalyptrogen nach aussen abgegebenen Zellen sind, ihrem Ursprung gemäss, in gerade Reihen angeordnet; zunächst flach, gewinnen sie alsbald an Höhe. Am Gipfel der Wurzelhaube runden sie sich ab; trennen sich schliesslich von

einander und werden desorganisirt (*r*). — Eine Eigenthümlichkeit der Gramineen ist es, dass ihr Dermatogen an der Aussenseite stark verdickt wird (*c*). Diese verdickte Aussenwandung ist weissglänzend, stark quellbar und erscheint um so dicker, je länger der Schnitt im Wasser liegt. An den seitlichen Grenzen der Zellen sieht man stark lichtbrechende Streifen mehr oder weniger tief in die verdickte Aussenwand sich fortsetzen. Es sind das die primären Wände der Zellen und zwar ragen dieselben um so tiefer in die verdickte Wand hinein, je älter sie sind. Diese Wand zeigt deutliche Schichtung. Das Periblem hat durch perikline Theilungen die Zahl seiner Zelllagen rasch vermehrt. Zwischen dessen inneren Zelllagen treten sehr bald mit Luft erfüllte Intercellulargänge auf, so wie dies in unserer Figur durch dunkle Linien angedeutet ist (z. B. bei *i*). Das Periblem erzeugt die Rinde, die innerste Schicht desselben wird zur Endodermis. Das Plerom endet kegelförmig in einer Gruppe von Initialen; zwei solche Initialen sind in dem abgebildeten Längsschnitt zu sehen. Das Plerom bildet den axilen Gefässbündelcylinder. Die Differenzirung des grossen, centralen Gefässes in letzterem lässt sich bis unter die Initialengruppe verfolgen. Die Zellen, aus denen dieses Gefäss hervorgehen soll, zeichnen sich durch grössere Breite aus (*a*). Die für die kleineren Gefässe bestimmten Elemente werden erst weit später unterscheidbar.

Die Wurzeln der Gymnospermen[2]) zeigen eine in mancher Beziehung eigenartige Gliederung im Meristem ihres Vegetationskegels. Wir wollen Thuia occidentalis näher studiren. Der Querschnitt durch die ausgewachsene Wurzel gleicht dem uns schon bekannten Querschnitt durch die Wurzel von Taxus baccata, nur dass die Wurzeln der Thuia meist tetrarch gebaut sind. Der mediane Längsschnitt durch die Wurzelspitze zeigt einen scharf begrenzten Pleromcylinder, der in wenigen Initialen gipfelt und von einem vielschichtigen, zwölf bis vierzehn Zelllagen starken Periblemmantel umgeben wird. Letzterer setzt sich über den Scheitel fort und zwar bilden dort seine acht bis zehn inneren Reihen geschlossene Initialschichten, während die äusseren Reihen in unregelmässig angeordnete, relativ grosse Zellen übergehen. Diese grossen Zellen reichen bis zum Gipfel der Wurzelhaube, wo sie schliesslich aus dem Verband treten und abgestossen werden. Die Wurzelhaube der Thuia und der Gymnospermen überhaupt, besteht aus den äusseren Theilen des Periblems; Dermatogen wie Kalyptrogen fehlen. Die über den Pleromscheitel laufenden Initialschichten des Periblems theilen sich durch perikline und antikline Wände. Die periklinen Theilungen vermehren die Zahl der Periblemschichten und ergänzen von innen aus die an der Peripherie abgeworfenen Elemente. Die antiklinen Wände vermehren die Zahl der Zellen in den einzelnen Schichten und sorgen vornehmlich für den Aufbau der Rinde. Da die antiklinen Wände in den aufeinanderfolgenden Schichten ziemlich genau aufeinander treffen, bilden sie antikline Zellreihen, welche in der Mitte gerade, nach den Seiten hin wie die Strahlen eines Springbrunnens, auseinanderweichen, eine Schaar coaxialer Parabeln darstellend. So erscheinen uns auch hier Antiklinen und Periklinen als orthogonale Trajectorien. Die periklinen Theilungen in den Initialschichten des Scheitels haben zur Folge, dass man die Zellreihen der Rinde, wenn man dieselben

gegen die Spitze hin verfolgt, sich stetig verdoppeln sieht. Die mittelsten, geraden, antiklinen Zellreihen im Periblem der Wurzelspitze zeichnen sich vor den benachbarten aus. Sie bilden eine „Periblemsäule", die in den äusseren, gebräunten Elementen der Wurzelhaube sich verliert. Diese Säule erscheint heller, ihre Zellen unmittelbar an einander schliessend, während die seitlich angrenzenden lufterfüllte Intercellularräume bilden. Auch sind die Zellen der Säule durch besonderen Stärkereichthum ausgezeichnet. Wie aus den beobachteten Verhältnissen folgt, kann die Wurzel von Thuia eine Epidermis nicht besitzen, die Seitenflächen der Wurzel werden vielmehr von der jeweilig äussersten Periblemschicht eingenommen. Verfolgt man eine solche Schicht in der Richtung zum Scheitel, so sieht man sie alsbald unter eine andre gelangen, welche nunmehr eine Zeit lang die Oberfläche behauptet. Diese äussersten, lebenden Zellschichten werden an ihrer Oberfläche von den collabirten und gebräunten Wänden abgestorbener Zellschichten geschützt. Die Wurzeln der Gymnospermen besitzen im Allgemeinen keine Wurzelhaare, wir suchen solche bei Thuia occidentalis vergebens. — Die nebenstehende Figur 68 giebt bei schwacher Vergrösserung das Bild eines Längsschnitts wieder und dürfte die Orientirung über denselben erleichtern. Die Zellenzüge konnten freilich bei so geringen Dimensionen nur angedeutet werden. Wir sehen somit, von aussen nach innen fortschreitend, die gebräunten, collabirten Zellhüllen (*x*), dann das Periblem (*pr*), das sich nach oben über den Scheitel verfolgen lässt und dessen äusserste Lagen dort die Wurzelhaube bilden, endlich das Plerom (*pl*), desen oberer Abschluss bei schwacher Vergrösserung nicht ganz deutlich wird. Ja man neigt, den oberen Theil des Plerom für umfangreicher zu halten, als er wirklich ist, weil die innersten, an das Plerom grenzenden Schichten des Periblems ohne Intercellularräume sind und daher (was in dem Bilde angedeutet) eben so hell wie der Pleromcylinder erscheinen. Der Pleromcylinder zeigt sich im ältesten Theile des Schnittes von einer rothen Zellschicht eingefasst; welche, wie ein Vergleich mit dem Querschnitt lehrt, der mit rothem Zellsaft erfüllten Endodermis entspricht. Dieselbe wird schon in merklicher Entfernung vom Scheitel unkenntlich. Auch Gefässe (*s*) treten in den älteren Theilen des Pleromcylinders auf. Den Periblemscheitel durchsetzt die sich heller zeichnende Säule (*c*). An diese stossen seitlich die lufthaltigen Periblemschichten. Letztere erreichen aber weder das Plerom, noch auch die Oberfläche der Wurzel vollständig. Letztere wird von grösseren, sich bräunenden Zellen eingenommen.

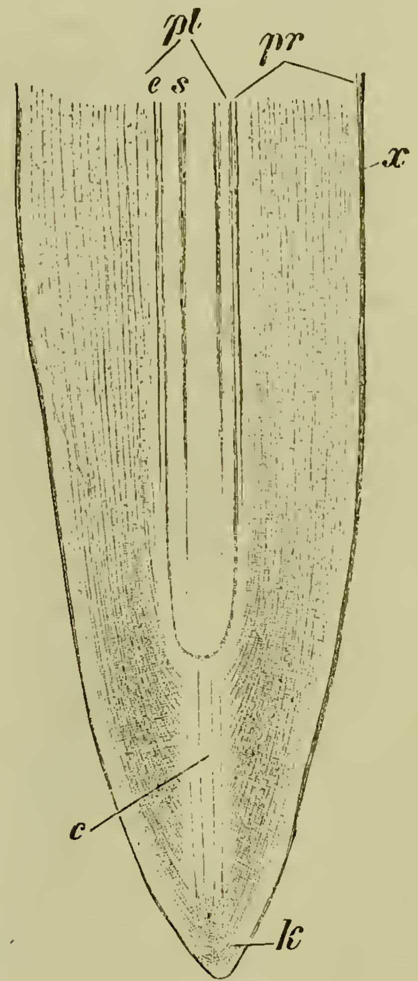


Fig. 68. Längsschnitt durch die Wurzelspitze von Thuia occidentalis. *x* äussere gebräunte Lage aus abgestossenen Zellen; *pr* Pericambium; *pl* Plerom; *e* Endodermis; *s* Schraubengefässe; *c* Periblemsäule; *k* Wurzelhaube. Vergr. 26.

Wir wollen die Coniferenwurzeln benutzen, um uns mit den Verzweigungsverhältnissen der Wurzeln überhaupt bekannt zu machen. Es fällt uns bei Untersuchung der Wurzeln von Thuia occidentalis auf dass dieselben ihre Seitenwurzeln in vier, eventuell auch in drei geraden Reihen tragen. Wir constatiren leicht an Querschnitten, dass drei Reihen von Seitenwurzeln triarchen, vier Reihen tetrarchen Gefässbündelcylindern entsprechen. Wir stellen nunmehr einen Querschnitt durch eine Wurzel in der Insertionshöhe einer Seitenwurzel her und constatiren, dass die Seitenwurzel vor einem Holztheil steht. Da nun die Holztheile in gerader Richtung im axilen Gefässbündelcylinder laufen, so erklärt sich hieraus auch die geradzeilige Anordnung der Seitenwurzeln.

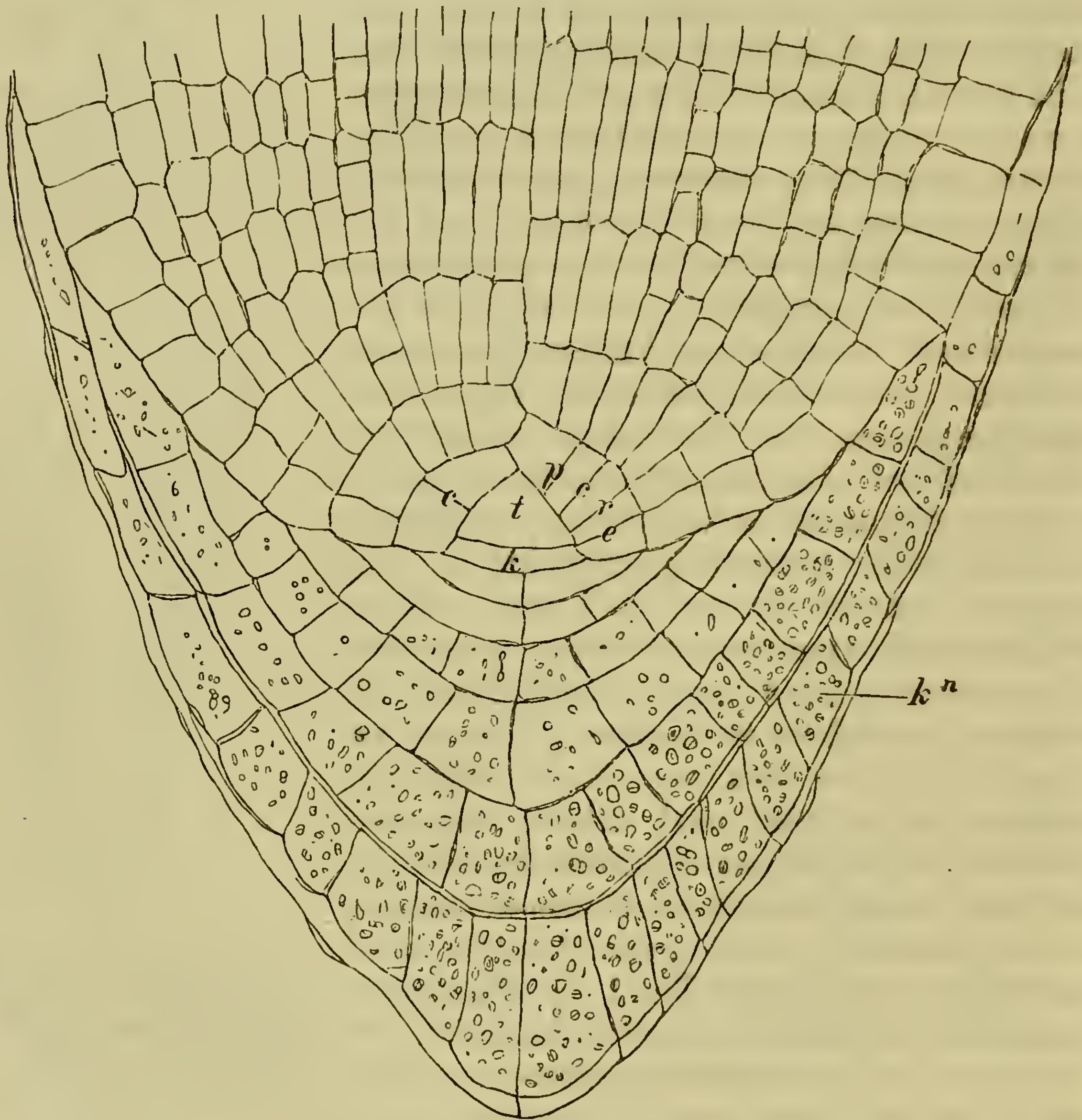


Fig. 69. Medianer Längsschnitt durch die Wurzel von Pteris cretica. *t* Scheitelzelle; *k* Kappen-Initiale; k^n äusserste Kappe; (*c* Cambiumwand; *e* Epidermiswand; *r* Rindenwand; *p* Pericambiumwand). Vergr. 240.

Wir wollen es nunmehr versuchen, auch den Vegetationskegel einer Wurzel kennen zu lernen, die mit Scheitelzelle wächst.[3] Bei solchen Wurzeln ist dieselbe Mannigfaltigkeit wie an den mit Scheitelzellen wachsenden Stämmen nicht gegeben. Nur die dreiseitig pyramidale Scheitelzelle kommt vor und auch die Gliederung der von ihr gebildeten Segmente bleibt sich constant. Wir untersuchen die Wurzeln von Pteris cretica (Fig. 69),

können aber ebensogut ein anderes Farnkraut wählen. Durch Umstülpen der Blumentöpfe gelangen wir leicht zu unversehrten Wurzelspitzen. Die Wurzeln von Pteris cretica, wie der Farnkräuter überhaupt, sind diarch gebaut; mit den Holztheilen wechseln flache Basttheile ab, das Pericambium ist einschichtig, die Endodermis flach, die Rinde hier gebräunt, in ihren inneren Theilen stark verdickt. Wir suchen jetzt zwischen Daumen und Zeigefinger einen feinen medianen Längsschnitt durch die Wurzelspitze zu erhalten. Es ist nicht eben schwer die Scheitelzelle zur Ansicht zu bekommen; sie nimmt hier aber nicht den Scheitel der Wurzel ein, ist vielmehr von dem Gewebe der Wurzelhaube bedeckt. Diese Scheitelzelle (*t* Fig. 69) hat wie am Stamm von Equisetum die Gestalt einer dreiseitigen Pyramide, deren convexe Grundfläche nach der Haube gekehrt, während die durch das Zusammenstossen der drei Seitenflächen gebildete Spitze in den Wurzelkörper eingesenkt ist. Die Theilungen erfolgen wie am Stamm von Equisetum parallel zu den Seitenflächen; ausserdem aber wird von Zeit zu Zeit (meist nach je drei der eben geschilderten Theilungen) eine der convexen Grundfläche gleichgerichtete Wand gebildet (vergl. die Figur). Die Scheitelzelle behält bei dieser Theilung ihre Gestalt, die nach der Grundfläche zu abgegebene Zelle hat aber nahezu die Gestalt eines Kugelabschnittes. Diese Zelle (*k*) ist eine Kappeninitiale, sie giebt einer kappenförmigen Zellschicht oder Kappe, der Wurzelhaube den Ursprung. Sie theilt sich zunächst durch eine auf ihrer Grundfläche senkrechte Wand in zwei Hälften, jede Hälfte wiederholt die Theilung, wodurch vier im Grundriss quadratische Zellen gebildet werden. In diesen wiederholen sich die Theilungen stets durch senkrecht gegen die Grundfläche gerichtete Wände, so dass eine ältere Kappe (k^n) aus einer grossen Anzahl von Zellen besteht. Die Zellen der älteren Kappen füllen sich mit Stärkekörnern. Sie werden allmählich desorganisirt, während die Scheitelzelle fort und fort neue Kappeninitialen nachliefert. Die Aussenwände der zeitweilig äussersten Kappenzellen werden stark verdickt. — Die parallel zu den Seitenflächen der Scheitelzelle gebildeten Scheidewände folgen, wie im Stamm von Equisetum, der Richtung einer Spirale.

Anmerkungen zum XVII. Pensum.

[1]) Sachs, Lehrb., IV. Aufl., pag. 166; v. Janczewski, Ann. d. sc. nat. Bot. V. Sér., T. XX., 1873, pag. 162 ff.; Treub, Musée bot. de Leide, T. II, 1876; de Bary, vergl. Anat., 1877, pag. 10.

[2]) Strasburger, Coniferen und Gnetaceen, pag. 340; de Bary, vergl. Anat., pag. 14, dort auch die weitere Litteratur.

[3]) Naegeli und Leitgeb, in Beitr. zur wiss. Bot., 4. Heft, 1868, pag. 74 ff.

XVIII. Pensum.

Vegetativer Aufbau der Moose.

Wir haben bisher den Bau der Stämme und Blätter nur bei den Gefässpflanzen studirt; wir wenden uns jetzt an die gefässlosen Stämmchen und Blätter der Moose.[1]) Wir beginnen mit einem noch relativ complicirten Falle, wo die Differenzirung der Gewebe ziemlich fortgeschritten erscheint: mit Mnium undulatum. Wir führen zunächst zarte Querschnitte durch das Stämmchen. In der Mitte des Stämmchens fällt uns ein axiler Cylinder, gebildet von englumigen, dünnwandigen Zellen, auf. Wir können diesen Cylinder als einfachstes „Leitbündel" auffassen. Seine Zellen führen keinen lebendigen Inhalt, nur Wasser; sie zeichnen sich durch die gelbbraune Färbung ihrer Wand von der Umgebung aus. An dieses Leitbündel, das somit nur aus wasserführenden Elementen besteht, stossen die weitlumigeren, mit grünlich gelben Wänden und lebendem, chlorophyllhaltigem Inhalt versehenen Zellen der Rinde an. Sie nehmen zunächst von innen nach aussen etwas an Weite zu, an der Peripherie werden sie rasch enger und dickwandiger und gehen endlich ohne Grenze in die ein- bis zweischichtige, englumige, stark verdickte Epidermis über. An zwei bis drei Stellen sieht man die äussere Zellschicht des Stämmchens sich unmittelbar in einschichtige Zellplatten fortsetzen, welche den am Stämmchen abwärts laufenden Blattflügeln entsprechen. Querschnitte, welche durch den untern, blattlosen, stark gebräunten Theil des Stämmchens geführt werden, zeigen die Wände der peripherischen Zellschichten dunkelbraun gefärbt. Aus einzelnen Zellen der Oberfläche sind lange, braunwandige, vielfach verzweigte Zellfäden hervorgewachsen, welche hier die Function der Wurzeln versehen und als Wurzelhaare oder Rhizoiden bezeichnet werden. Diese Rhizoiden sind, wie leicht zu sehen, durch schräg gestellte Scheidewände, welche somit eine Ausnahme von der so allgemein gültigen Regel der rechtwinkligen Schneidung bilden, ausgezeichnet. Unter zahlreichen solchen Scheidewänden und zwar unter deren emporgehobenem Rande, entspringen sich weiter verzweigende Seitenzweige. Nur die fortwachsenden Spitzen der Rhizoiden haben farblose Wände aufzuweisen.

Die grösste Aehnlichkeit mit solchem Wurzelfilz zeigt, in Hinsicht der Verzweigung und der schrägen Stellung der Scheidewände der „Vorkeim" der typischen Laubmoose, das sogenannte Protonema, das sich aus der keimenden Spore entwickelt. Doch sind dessen Zweige, so weit sie nicht in den Boden dringen, farblos und führen zahlreiche Chlorophyllkörner. Die Laubknospen, welche sich zu Moosstämmchen entwickeln, sind Seitenzweige dieses Protonema. Die nahe Verwandtschaft von Rhizoiden und Protonema zeigt sich auch in dem Umstande, dass die Rhizoiden feucht gehalten und dem Licht ausgesetzt Protonema erzeugen können, welches zahlreichen neuen Pflänzchen den Ursprung geben kann. Es genügt, Mnium-Rasen mit der Unterseite nach oben zu legen und feucht zu halten, um reichlichen, grünen Protonema-Filz aus den Rhizoiden zu erzielen. Letzterer erinnert makroskopisch in seinem Aussehen an terrestre Vaucheria-Rasen.

Hat der Querschnitt eine beschädigte Stelle des Mnium-Stämmchens getroffen, so sieht man dieselbe nicht durch Kork abgeschlossen, denn solchen können die Kryptogamen, mit Ausnahme von Botrychium, nicht bilden, vielmehr haben die an die Wände grenzenden Zellen ihre Wände verdickt und gebräunt, so dass sie, von ihrem weiteren Lumen abgesehen, den anderen Zellen der Oberfläche gleichen.

Nahe der Oberfläche sieht man im Querschnitt vereinzelte kleine Stränge aus dünnwandigen Zellen, die auch in ihrer Färbung mit den Elementen des centralen Cylinders übereinstimmen und wie jene Wasser führen. Es sind das blatteigene Leitbündel, welche blind in der Stengelrinde endigen, während sie beispielsweise bei Polytrichum an das axile Leitbündel des Stengels ansetzen. Ein Blatt das wir ohne weitere Präparation in einem Wassertropfen des Objectträgers untersuchen, zeigt uns eine einschichtige Lamina und einen mehrschichtigen Mittelnerv. Letzterer endet unter einem terminalen Zahn, der aus einer Anzahl rhombischer Zellen besteht. Die Zellen der Blattnerven sind lang gestreckt, die peripherischen führen Chlorophyllkörner. Die Blattlamina ist einschichtig; sie besteht aus polygonalen, chlorophyllführenden Zellen. Die bandartige Umsäumung des Blattrandes wird von langgestreckten, stärker verdickten Zellen gebildet. Die äussersten am Rande tragen, in annähernd gleichen Abständen, ein- bis zweizellige, scharf zugespitzte Zähne. Querschnitte durch die Blätter erhält man gleichzeitig mit den Querschnitten durch das Stämmchen. Will man von abgetrennten Blättern Querschnitte ausführen, was bei der geringen Dicke derselben keine ganz leichte Aufgabe ist, so kann man sich die Sache wesentlich erleichtern, wenn man mit Glyceringummi eine grössere Anzahl Blätter aufeinander klebt und hierauf erst, ohne das Trocknen des Gummis abzuwarten, das dicker gemachte Object zwischen Holundermark schneidet. Dann legt man die Querschnitte in Wasser ein, wo das Gummi alsbald weggelöst wird. Diese Methode lässt sich überall da anwenden, wo es gilt, von sehr dünnen Flächen Querschnitte zu gewinnen. — An den Querschnitten unserer Moosblätter constatiren wir, dass die Lamina einschichtig, die Zellen am Blattsaume stark verdickt sind. Der Nerv springt an der Rückenfläche stärker als an der Bauchfläche vor. In dessen Mitte, etwas näher der Unterseite, liegt ein Strang dünnwandiger Zellen, in welchem wir das Leitbündel wiedererkennen, das wir zuvor in der Rinde sahen. Dieser dünnwandige Strang wird nach der Rückenfläche zu von einigen stark verdickten, englumigen Zellen gestützt. Das Bild erinnert nicht wenig an gewisse stark reducirte, auf nur wenige Elemente des Basttheils und einen schwachen Sklerenchymbeleg beschränkte monocotyle Gefässbündel.

Ein welkes Pflänzchen mit dem unterm Querschnitt seines Stämmchens in Wasser gesetzt, bleibt welk, wird hingegen rasch turgescent, wenn wir es mit den Blättern in Wasser tauchen. Die Wasseraufnahme findet hier somit hauptsächlich durch die Blätter statt, was eine directe Verbindung der blatteigenen Leitbündel mit dem stammeigenen entbehrlich macht.

Besondere Eigenthümlichkeiten bietet der Bau der Torfmoose und soll daher hier der Reihe nach in Betracht gezogen werden. Wir führen Querschnitte durch das Stämmchen von Sphagnum acutifolium aus.

Diese Querschnitte zeigen uns einen weiten centralen Cylinder, der in seinem Innern aus weitlumigen, etwas collenchymatisch verdickten Zellen aufgebaut wird; nach der Peripherie zu werden seine Zellen allmählich enger und färben sich in den äussersten Lagen gelbbraun. Ein besonderes Leitbündel im Innern dieses Cylinders ist nicht vorhanden. Derselbe wird von einer grosszelligen, dreischichtigen Aussenrinde umgeben. Die Elemente derselben schliessen unmittelbar an die englumigen, gelbbraunen Zellen des inneren Cylinders an. Sie sind durch grosse kreisrunde bis ovale Löcher und zarte Schraubenbänder ausgezeichnet. Diese Löcher sind leicht zu sehen, und dass sie wirklich die Hohlräume dieser Zellen unmittelbar verbinden, constatirt man leicht an Schnittstellen die solche Löcher getroffen haben. Auch sieht man nicht eben selten in diesen Zellen Pilzfäden, die ohne Hinderniss durch die Löcher aus einer Zelle in die andere vorgedrungen sind. Diese porösen Elemente der Aussenwände von Sphagnum führen nur noch Wasser oder Luft und sind ohne lebenden Zellinhalt. Sie dienen der Pflanze als Capillarapparate, durch welche das Wasser den Verbrauchsorten zugeführt wird. Cutinisirte Theile fehlen der Pflanze; concentrirte Schwefelsäure löst alsbald das ganze Gewebe auf; relativ am längsten resistiren die Mittellamellen und Zwickel der gelbbraunen Aussenzellen des Centralcylinders.

Die Blattspreite ist eiförmig, ganzrandig einschichtig und besteht, wie jede Flächenansicht lehrt, aus zweierlei Elementen. Die einen sind schmale, chlorophyllhaltige, somit auch Protoplasma und Zellkern führende, lebende Zellen; die anderen sind todte, mit Wasser oder mit Luft erfüllte, mit Ringen respective auch Schraubenbandstücken und zwischenliegenden Löchern versehene Zellräume. — Die Thatsache, die uns schon wiederholt auffallen musste, dass todte, luft- oder wasserführende Zellen, soweit sie nicht stark verdickt sind, so oft Schraubenbänder, Ringe oder Netze als Wandverdickung brauchen, erklärt sich ungezwungen aus dem Umstande, dass genannte Zellen ihres Turgors beraubt sind und jenen mechanischen Apparat benutzen, um nicht zu collabiren oder zerdrückt zu werden. — Die grünen Zellen der Blattspreite sind alle untereinander verbunden und bilden ein Netzwerk mit elegant gekrümmten Wänden, dessen Maschen von je einer leeren Zelle eingenommen werden. Die grünen Zellen dienen der Kohlenstoffassimilation, die leeren Zellen sorgen, so wie die entsprechenden Zellen der Aussenrinde des Stämmchens, als Capillarapparat für die Wasserzufuhr. Der Blattrand wird eingenommen von den schmalen, grünen Zellen und im Anschluss an diese von einem einreihigen Saume schmaler, an der Aussenfläche schwach verdickter, collabirter, wässrigen Inhalt führender Elemente. Nur die Endflächen dieser Elemente erscheinen stärker verdickt und springen dem gemäss nach aussen vor.

Ein Nerv fehlt den Blättern ebenso wie ein Leitbündel dem Stämmchen, die Pflänzchen sind somit in dieser Beziehung viel einfacher als Mnium gebaut, complicirter hingegen in Hinblick auf die Ausbildung eines besonderen Capillarapparats.

Der Thallus des auf feuchtem Boden sehr verbreiteten, an ihren Brutbechern, eventuell auch an ihren tellerförmigen oder schirmartigen

Receptakeln so leicht kenntlichen Marchantia polymorpha[2]), zeigt einen ziemlich complicirten Bau. Der Mangel einer cormophyten Gliederung bedingt somit nicht nothwendig einfache anatomische Structur. Der Thallus ist lederartig hart; er verzweigt sich durch Gabelung seines Scheitels, der im Grunde der „Scheitelbucht" liegt. Hat sich der Spross kurz zuvor gegabelt, so wird die Mitte der vorderen Einbuchtung von einem Thalluslappen eingenommen, zu dessen beiden Seiten die Scheitelbuchten liegen. In der Mediane jedes Sprosses springt an der Bauchseite eine undeutlich begrenzte Mittelrippe vor. Von dieser aus verlaufen schräg nach vorn gerichtete Streifen bogig gegen den Rand des Thallus. In einiger Entfernung vom Scheitel ist der Thallus durch feine aus seiner Mediane entspringende Rhizoiden an dem Substrat befestigt. Bringen wir den Thallus, mit der Bauchseite nach oben gekehrt, unter den Simplex, so können wir, mit Hülfe von Nadeln die Existenz von Schuppen feststellen, die der Thallusfläche entspringen. Es sind hier drei verschiedene Formen von Ventralschuppen vorhanden: „Randschüppchen" die über den Thallusrand meist etwas hinausreichen und gebräunt sind; „Medianschuppen" welche in der Mittellinie stehen und „Laminarschuppen" die zu beiden Seiten der Mittellinie auf dem Thallus inserirt sind, auch fehlen können. Die Medianschuppen, öfters purpurfarbig, alterniren mit einander, ihre Ränder decken sich in der Mediane. Soweit Median- und Laminarschuppen, respective nur erstere reichen, entspringen aus der Frons feine Rhizoiden, welche von den Schuppen gedeckt und deren Insertion folgend, bis zum Mittelnerv gelangen und hier in Bündeln weiter abwärts laufen. Die Median- und Laminarschuppen sind es, welche der Thallusunterseite die Streifung verleihen, die uns an derselben schon bei Betrachtung mit dem blossen Auge aufgefallen war. — Betrachten wir die Rückenfläche des Thallus mit der Lupe, so erscheint uns diese in kleine rautenförmige Felder getheilt. Die Grenzen der Felder sind dunkelgrün, die Felder selbst erscheinen mehr grau. In der Mitte eines jeden Feldes ist eine punktförmige Oeffnung zu sehen. — Wir untersuchen hierauf einen Schnitt, der parallel zur Rückenfläche des Thallus geführt worden ist bei stärkerer Vergrösserung. Wir sehen, dass die Aussenzellen der Rückenfläche polygonal gestaltet, fest verbunden sind und zahlreiche grosse Chlorophyllkörner führen. Die Grenzen der Felder zeichnen sich deutlich; jedes Feld wird in der Mitte von einer runden Oeffnung, die von meist vier schmalen, sichelförmig gekrümmten, chlorophyllfreien Zellen umrahmt ist, eingenommen. (Fig. 70 *A.*) Wo der Schnitt etwas dicker ausfiel, ist unter der freien Aussenfläche des Feldes Luft angesammelt. In diesen Luftraum „die Luftkammer", ragen chlorophyllhaltige Zellfäden hinein. Die seitlich die Luftkammern abgrenzenden Wände werden aus dicht verbundenen Zellen aufgebaut. Diese Wände sind ein- bis mehrschichtig, ihre Zellen führen Chlorophyll. Einzelne Zellen der Oberfläche und auch des Innern zeichnen sich durch einen stark lichtbrechenden, unregelmässig umschriebenen, traubenförmigen Körper aus. Diese Körper sind an jüngeren Sprossen schwach bräunlich, an älteren braun gefärbt, enthalten vorwiegend nur fettes Oel und bilden die sogenannten Oelkörper der Lebermoose.[3]) Die Zelle die so einen Körper führt, zeigt keine anderweitigen

geformten Inhaltstheile. — Flächenschnitte, die uns den Thallus von der Bauchseite vorführen, bieten keine Felderung. Die Zellen sind hier gestreckter und chlorophyllärmer als an der Oberseite. Die Rhizoiden, die der Bauchfläche entspringen, zeigen doppelten Bau. Sie sind schmächtiger und mit zapfenförmigen Vorsprüngen im Innern versehen, oder dicker und ohne solche Verdickung. Die mit den zapfenförmigen Vorsprüngen versehenen, die „Zäpfchenrhizoiden", nehmen aus der Frons, so weit als die Median- und Laminarschuppen, respective nur erstere, reichen ihren Ursprung. Sie liegen der Frons an und folgen in Bündeln, von den Schuppen gedeckt, deren Mittelnerv; sie dienen wohl zur Versteifung des Thallus. Die gewöhnlichen Rhizoiden gehen vornehmlich aus dem Mittelnerv hervor und wenden sich unter spitzem Winkel gleich gegen das Substrat, an dem sie den Thallus befestigen. An ihrer Spitze zeigen sie sich öfters buchtig gelappt, an der Basis häufig purpurfarbig. Alle Ventral-

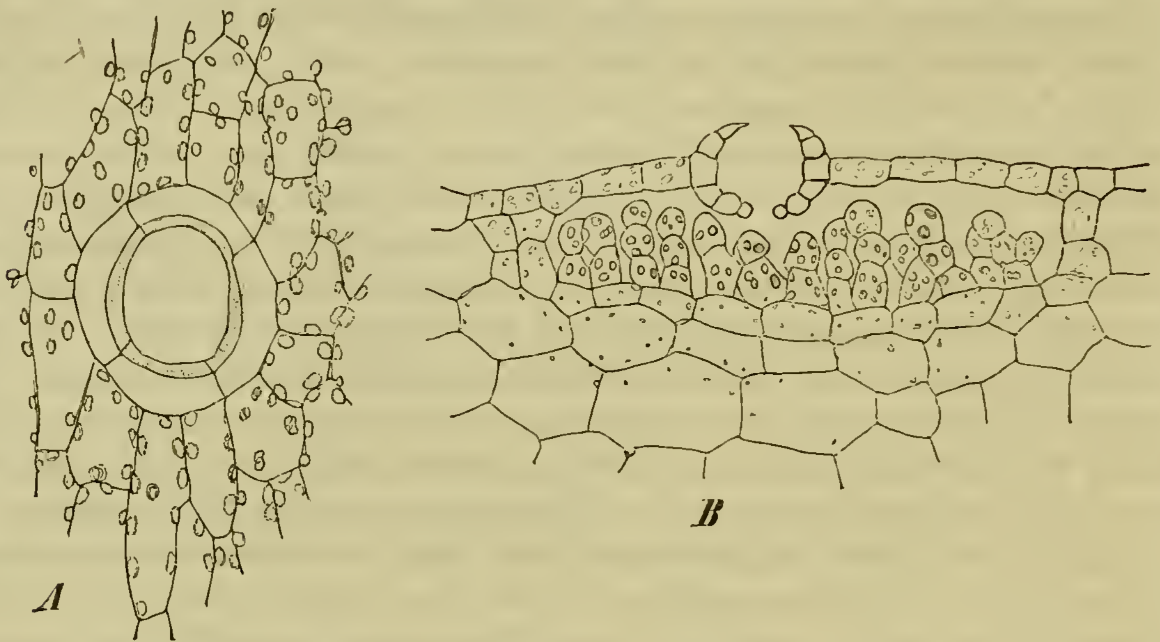


Fig. 70. Marchantia polymorpha. *A* eine Athemöffnung von oben, *B* im Querschnitt. Vergr. 240.

schuppen sind einschichtig, die medianen bestehen aus noch lebenden, die laminaren und randständigen aus alsbald abgestorbenen Zellen. — Ein Querschnitt durch den Thallus zeigt an der Rückenfläche zunächst eine Zone chlorophyllhaltigen Gewebes. Das Innere des Thallus wird von weitlumigeren, fast chlorophyllfreien Zellen gebildet. An der Bauchfläche sind die beiden letzten Zellschichten wieder englumiger, flacher, chlorophyllreicher und bilden die sogenannte ventrale Rindenschicht. Durch das ganze Gewebe sind Oelkörper zerstreut. Andere vereinzelte Zellen fallen durch ihre Grösse und starke Lichtbrechung auf, es sind das Schleimzellen, die bei Marchantia nur schwach, bei anderen Marchantiaceen stärker entwickelt sind. Ein genaueres Studium der chlorophyllreichen Aussenschichten der Rückenfläche ergänzt das Bild das wir in der Flächenansicht gewonnen hatten. Wir sehen zu äusserst eine einfache Schicht flacher Zellen, die über den Luftkammern frei an die Wände ansetzt, welche die Kammern seitlich abgrenzen. In der Mitte der freien Aussenwand befindet sich die Athemöffnung, die, wie es sich jetzt zeigt, von mehreren,

etwa vier bis acht Etagen von Zellen eingefasst wird[4]) (Fig. 70 *B*). Die Oeffnung verengt sich am oberen und am unteren Ausgang, namentlich an letzterem und zeigt somit eine tonnenförmige Gestalt. Die Zellen der obersten Etage sind in einen häutigen Saum verlängert. Da die Luft sehr stark in der Athemöffnung festgehalten wird und die Bilder dadurch undeutlich werden, so empfiehlt es sich, die Luft aus den Präparaten zuvor auszupumpen. In die Athemhöhle ragen von unten her, zwei bis drei Zellen hohe, hin und wieder verzweigte Zellfäden hinein. Diese Zellfäden sind besonders chlorophyllreich; sie entspringen der nächst tieferen, chlorophyllarmen, flachen Zellschicht. An der Ventralseite des Thallus sieht man am Mittelnerv das seitliche, alternirende Uebereinandergreifen der Medianschuppen. Zwischen den Schuppen liegen die Querschnitte der Rhizoidenbündel.

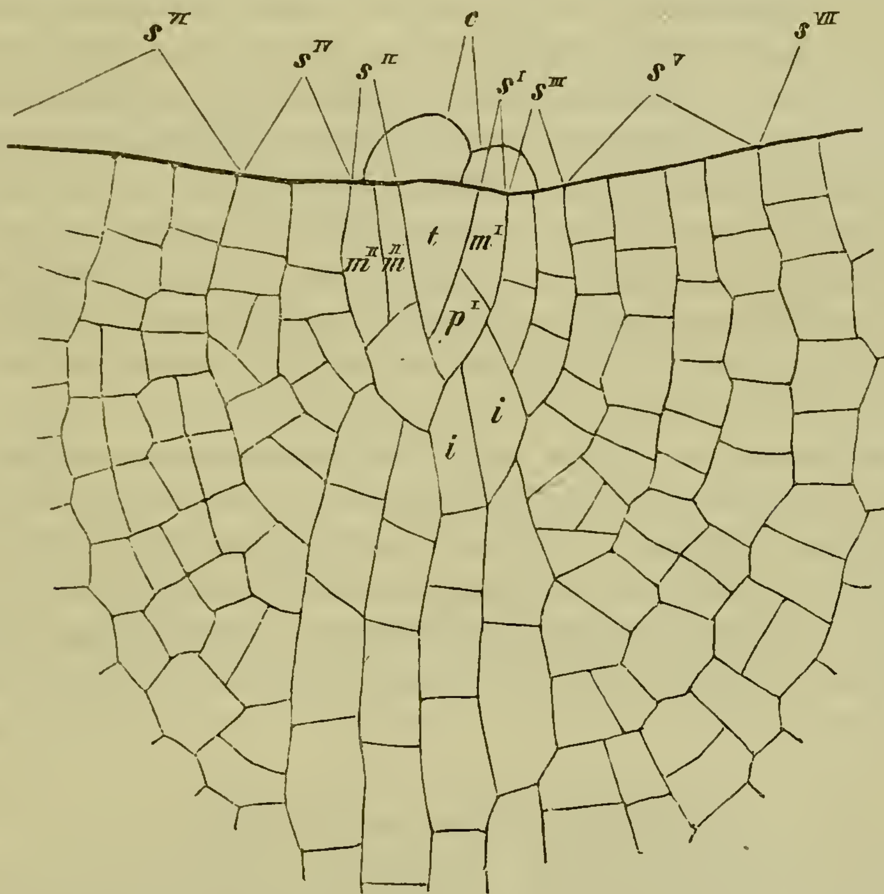


Fig. 71. Sprossscheitel von Metzgeria furcata. *t* Scheitelzelle; s^{I}—s^{VII} aufeinanderfolgende Segmente; *m*I Randzelle ersten, *m*II zweiten Grades; *p* Flächenzelle ersten Grades; *ii* Innenzellen des Mittelnerven; *c* Keulenhaare. Das Bild bei Einstellung auf die inneren Nervenzellen gezeichnet. Vergr. 540.

bündel. Mediane Längsschnitte zeigen die Insertion der stärkeren, gewöhnlichen, gleich vom Thallus abgehenden Rhizoiden und die dem Mittelnerv anliegenden Zäpfchenrhizoiden.

Ein sehr einfach gebauter Thallus ist derjenige von Metzgeria furcata[5]) und in vielen Beziehungen sehr instructiv. Das unscheinbare Pflänzchen ist verbreitet und an der Rinde von Laubhölzern meist unschwer zu entdecken. Der Thallus ist bandförmig, hellgrün, gabelig getheilt, von einer mit dem blossen Auge eben noch unterscheidbaren Mittelrippe durchsetzt. Abgesehen von dieser Mittelrippe ist, wie unter dem Mikroskope leicht festzustellen, der Thallus einschichtig. Er besteht aus polyëdrischen, reich mit länglichen Chlorophyllkörnern erfüllten Zellen. Die schmale Mittelrippe springt an der Bauchfläche viel stärker als an der

Rückenfläche vor; sie besteht von oben nach unten fortschreitend (was man bei verschiedener Einstellung constatiren kann) aus breiten, nur wenig gestreckten, dann aus schmalen, langgestreckten und endlich wieder aus breiteren Zellen. Die beiden äusseren Zelllagen führen Chlorophyll, die inneren hingegen nicht. Am Vegetationspunkte entspringen aus der Bauchfläche des Nerven einige wenige kurze, in ihrem vorderen Ende mit stark lichtbrechendem Inhalt erfüllte Keulenhaare. Aus älteren Theilen der Nerven, respective auch aus den Randzellen des Thallus, gehen die sogenannten Borstenhaare hervor, die unter günstigen Umständen an ihrer Spitze zu einer gelappten Haftscheibe sich ausbilden können und dann als Rhizoiden fungiren. Sie stehen stets an dem hinteren, vom Scheitel entfernteren Ende der Zelle, von der sie durch eine gekrümmte Scheidewand abgegrenzt werden, welche nicht die ganze Höhe der betreffenden Zelle durchsetzt, vielmehr nur eine Ecke oder Kante von derselben abschneidet. — Wie der Querschnitt zeigt, sind die inneren Zellen der Mittelrippe durch etwas stärker verdickte, fast collenchymatisch aussehende, weissglänzende Wände ausgezeichnet. — In der instructivsten und leichtesten Weise sind bei Metzgeria die Theilungsvorgänge an den Vegetationspunkten zu verfolgen.[6]) Der fortwachsende Scheitel zeigt bei Metzgeria eine relativ nur sehr schwache Ausbuchtung. Der Grund dieser „Scheitelbucht“ genau an der Stelle, wo der Mittelnerv aufhört, wird von der Scheitelzelle eingenommen. Wir betrachten dieselbe von der Rückenfläche des Thallus aus, um nicht durch die Keulenhaare gestört zu werden. Die Scheitelzelle ist zweischneidig (Fig. 71 *t*), sie zeigt die Gestalt eines gleichschenkligen Dreiecks, mit nach vorn gerichteter, meist etwas convexer Grundfläche und schwach gebogenen Seitenwänden. Sie theilt sich durch Wände, welche einer ihrer Seitenwände parallel sind und giebt so abwechselnd nach rechts und links Segmente (*s*) ab, die somit alle in einer Ebene liegen.

Anmerkungen zum XVIII. Pensum.

[1]) Vergl. P. G. Lorentz, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VI, 1867—68, pag. 363; Goebel, Grundriss der systematischen und speciellen Pflanzenmorphologie, 1882, pag. 184; dort auch die Litteratur, pag. 179; neuerdings auch G. Fritsche, Ber. d. deutsch. bot. Gesell., I. Jahrg. pag. 83 und Haberlandt, ebendas. pag. 263.

[2]) Vergl. Leitgeb, Untersuchung über die Lebermoose, VI. Heft, 1881. Dort die übrige Litteratur.

[3]) Pfeffer, die Oelkörper der Lebermoose, Flora 1874, No. 2.

[4]) Voigt, Beitrag zur vergl. Anat. der Marchantien, Bot. Ztg. 1879, Sp. 729.

[5]) Vergl. Leitgeb, Untersuchungen über die Lebermoose, Heft III, pag. 34. Dort auch die übrige Litteratur.

[6]) Vergl. Kny, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IV, pag. 85.

XIX. Pensum.

Vegetativer Aufbau der Pilze, Flechten und Algen. Tinctionen des Zellinhalts.

Die Vegetationsorgane der Pilze bestehen, falls von einer Anzahl einfachster Formen abgesehen wird, aus fadenförmig gestreckten, mehr oder weniger reich verzweigten Elementen, den Hyphen. Diese sind entweder ohne Scheidewände, ihrer ganzen Masse nach einzellig; oder durch Scheidewände in eine Reihe aufeinander folgender Zellen gegliedert. Auch der massivste Pilzkörper wird aus solchen, dann vielfach mit einander verflochtenen Hyphen gebildet. Die Hyphen können freilich in manchen Fällen zu so fester gegenseitiger Vereinigung gelangen, dass ein Gewebe zu Stande kommt, welches als Pseudoparenchym, das Aussehen parenchymatischer Gewebe höherer Pflanzen täuschend nachahmt. Doch ist eben das Pseudoparenchym ein Product der Vereinigung von Zellfäden und nicht das Ergebniss einer nach drei Richtungen fortschreitenden Zelltheilung. — Um uns über diese Art des Aufbaues zu orientiren, nehmen wir den Fruchtkörper eines Hutpilzes (Hymenomyceten)[1]) in Untersuchung. Wir wählen den Fruchtkörper des Champignon, Agaricus campestris aus, weil der Pilz zu jeder Jahrcszeit jetzt zu haben ist und ausserdem einen relativ einfachen Bau zeigt. Wir stellen uns zunächst einen zarten Längsschnitt aus dem Stiel eines ausgewachsenen Exemplars her. — Wir erkennen an demselben deutlich einen Aufbau aus longitudinal verlaufenden Hyphen und können leicht den Schnitt mit den Nadeln in der Längsrichtung zerfasern. Die Hyphen sind mehr oder weniger parallel zu einander gerichtet, einzelne laufen schief zwischen den anderen fort. Jede Hyphe bildet einen Zellfaden, der sich stellenweise durch Bildung von Seitenästen verzweigt. Diese entspringen entweder dicht unter einer Scheidewand oder auch tiefer aus den Seitenflächen. Hin und wieder stösst man auf ein blindes Zweigende. Häufig erscheinen Zellen benachbarter Hyphen durch einen queren Ast verbunden und communiciren offen mit einander. In der Peripherie des Stieles sind die Hyphen schmäler, zugleich dichter zusammengedrängt; ganz an der Oberfläche bräunen sich ihre Wände und ihre Lumina collabiren mehr oder weniger vollständig. Nach der Mitte des Stieles zu werden die Hyphen ebenfalls schmäler, doch ihr Geflecht sehr locker und daher auch ihr Verlauf ganz unregelmässig. Grosse Luftmassen füllen hier die Zwischenräume der Hyphen aus. — So lange der störende Einfluss des Wassers sich auf den Inhalt der Hyphen nicht geltend gemacht hat, ist von diesem Inhalt wenig zu bemerken; nur an den Querwänden zeigt er sich stellenweise stärker angesammelt. Später pflegen sich grosse Vacuolen in den Zellen zu bilden. Vereinzelt trifft man in den Zellen kleine Krystalle.

Der Querschnitt durch den Stiel hat ein parenchymatisches Aussehen, das sich nur in den mittleren Theilen des Schnittes, wo die Hyphen sich auch von der Seite präsentiren, verliert. Dieses pseudoparenchymatische Gewebe erscheint wie aus ungleich grossen, unregelmässig polygonalen

Zellen gebildet, die mehr oder weniger zahlreiche Intercellularräume und Lücken zwischen sich lassen (Fig. 72). Bei genauer Durchmusterung des Schnittes bemerkt man genau in der Mitte mancher Zellen einen lichtbrechenden Punkt (vergl. die Figur). Der Schnitt hat hier eine Querwand gestreift und der mittlere Punkt zeigt die Stelle eines Tüpfels an, der jederseits der Scheidewand von einer kleinen Ansammlung stark lichtbrechender Substanz bedeckt ist. Solche Tüpfel im Centrum der Querwände sind bei Basidiomyceten und Ascomyceten ganz allgemein verbreitet. [2]) — Die Zellen der Hyphen führen im protoplasmatischen Wandbeleg zahlreiche sehr kleine Zellkerne, die aber nicht leicht zu sehen sind und von deren Nachweis wir absehen wollen.

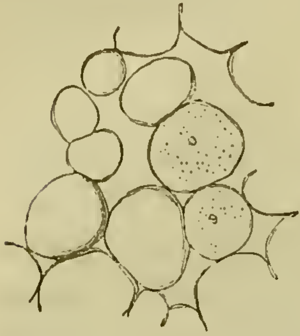


Fig. 72. Agaricus campestris. Theil eines Querschnittes durch den Fruchtstiel. In zwei Hyphen hat der Schnitt die Querwand gestreift; ein centraler Punkt ist auf derselben zu sehen. Vergr. 540.

Ueber den Bau des Lagers (Thallus) der Flechten orientiren wir uns am besten an der an Baumstämmen allverbreiteten Anaptychia ciliaris. Der Thallus derselben ist aufsteigend, blattartig-strauchig; an der Rückenfläche grau-grün bis lebhaft grün, an der Bauchfläche grau. Von den Rändern des Thallus entspringen steife Wimpern, die sich an den Enden oft gabelig theilen und wo sie das Substrat erreichen, mit demselben verwachsen. Wir spannen ein Stückchen Thallus zwischen Holundermark ein und führen Querschnitte durch dasselbe. Bei hinreichend starker Vergrösserung sehen wir, dass der Thallus an seiner Rückenfläche aus eng verflochtenen, dickwandigen Hyphen besteht. Diese bilden die sogenannte Rindenschicht. Weiter nach innen zu treten die Windungen der Hyphen aus einander, um die lockere „Markschicht" zu bilden. Hier stellt man leicht fest, dass die Hyphen lange, von Zeit zu Zeit sich verzweigende, durch Querwände septirte Schläuche sind. An der Grenze von Rinde und Mark liegen zerstreut relativ grosse, grüne, kugelrunde Zellen, die Gonidien. Sie stimmen mit der Algenart Cystococcus humicola Naeg. überein.

Die Hyphen liegen den Gonidien an und führen denselben rohe Nahrungssäfte zu, wofür sie einen Theil der in den Gonidien assimilirten Substanzen zurück empfangen. Es liegt hier somit eine „Symbiose" vor, ein Zusammenleben von Pilz und Alge, das auf gegenseitiger Dienstleistung basirt. An der Bauchfläche des Thallus von Anaptychia verflechten sich die Pilzhyphen wieder fester, um eine Art unterer Rinde zu bilden; oder diese festere Verflechtung ist unterblieben und das lockere Markgewebe reicht bis an die Bauchfläche. Letzteres ist ganz vorwiegend der Fall. An den Rändern des Thallus greift aber die Rindenschicht des Rückens für alle Fälle bis an die Bauchseite herüber. Von diesen Rändern entspringen, wie wir schon makroskopisch feststellen konnten, die Haftfasern (Rhizinen), die jetzt als aus parallelen, fest verbundenen Hyphen bestehend, sich erweisen. Die Wände dieser Hyphen haben bräunliche Färbung. An ihrer Basis gabeln sich oft die Stränge. Bei andern Flechten pflegen die Rhizinen meist aus der Bauchfläche des Thallus zu entspringen. — Chlorzinkjodlösung färbt die Wände der Gonidien so-

fort schön blau, während die Hyphen nur gelbe bis gelbbraune Farbe annehmen, die Reaction der sogenannten Pilzcellulose zeigend.

Wir haben in Anaptychia ciliaris eine Flechte mit geschichtetem oder heteromerem Thallus kennen gelernt, und zwar so genannt, weil die Gonidien eine gesonderte Schicht in dem Thallus bilden. Bei weniger hoch organisirten Flechten ist der Thallus homoeomer, das heisst die Gonidien sind durch das ganze Gewebe vertheilt. Zu den letzteren zählen auch die Gallertflechten, bei denen die Gonidien in einer durchscheinenden Gallerte liegen, die von den Hyphen des Pilzes durchsetzt wird. Auch die Algen, die sich an der Bildung des Flechtenthallus betheiligen, sind je nach den Arten verschieden, sind grün oder blaugrün gefärbt, gehören aber, so gut wie ausschliesslich, den niedersten Abtheilungen der Algen an.

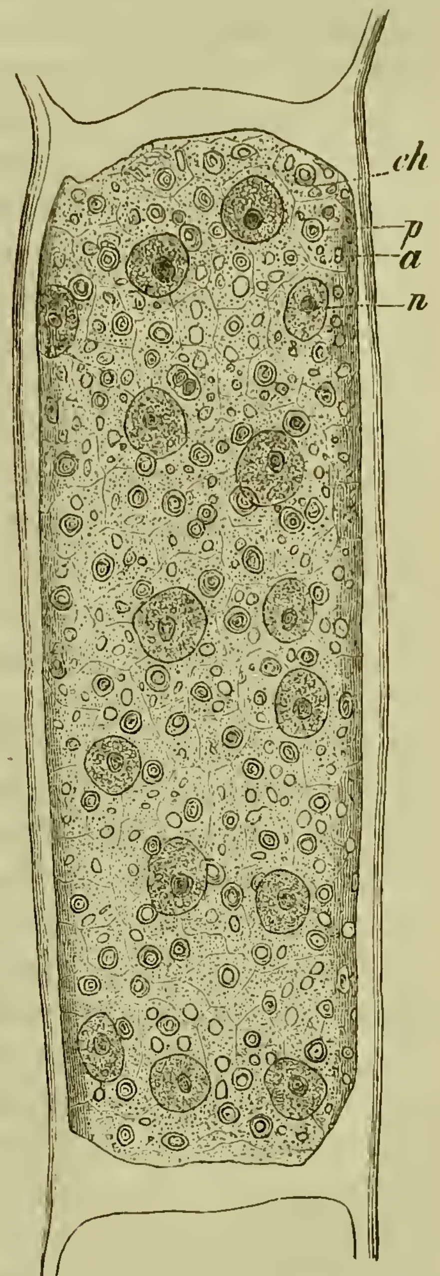


Fig. 73. Cladophora glomerata. Eine Zelle des Fadens nach einem Chromsäure-Carmin-Präparat. *n* Zellkerne; *ch* Chromatophoren; *p* Amylumheerde, *a* Stärkekörnchen. Vergr. 540.

Die Cladophoren[3]) bieten uns reich verzweigte, grüne Fäden dar, deren Glieder mit dem Grade der Verzweigung an Dicke abnehmen. Es sind die verbreitetsten Süsswasseralgen und jede Art ist für die Untersuchung geeignet. Die Artbestimmung ist in dieser Gattung aber sehr unsicher. Wir wählen eine dunkelgrüne, fluthende, rasenbildende Cladophora glomerata zur näheren Betrachtung aus. Dieselbe ist büschelig verzweigt, die Seitenzweige entspringen, wie bei allen anderen Cladophoren, aus dem oberen Ende der Gliederzellen. Die Verzweigung schreitet acropetal fort, so dass die Endzellen der Zweige als Scheitelzellen anzusehen sind. Es gehen aber auch aus älteren Gliedern nachträglich Seitenzweige, gewissermaassen Adventivzweige hervor. Bei hinreichend starker Vergrösserung betrachtet, zeigt sich der grüne Wandbeleg der Zelle gebildet aus kleinen polygonalen Platten (Fig. 73 *ch*), die durch zarte, farblose Linien seitlich getrennt sind. In jeder Platte sind mehr oder weniger zahlreiche, blasse Körner (*a*) zu sehen; ausserdem liegen in einzelnen Platten relativ grosse, mehr oder weniger regelmässig kugelige, stärker das Licht brechende Gebilde, die früher Amylumheerde hiessen, neuerdings als Pyrenoide[4]) (*p*) bezeichnet wurden und in denen mehr oder weniger deutlich ein innerer Kern von einer Hülle zu unterscheiden ist. Die Zelle zeigt sich im Innern von Zellsaft erfüllt, der durchsetzt wird von farblosen, äusserst dünnen Plasmaplatten, welche von dem Wandbeleg ausgehend das Zelllumen in unregelmässige, verschieden grosse, polygonale Kammern zerlegen. Stellenweise sind in den inneren Plasmaplatten Chro-

matophoren zu sehen. Bei Einstellung auf den optischen Durchschnitt fällt es uns auf, dass farblose Plasmaballen stellenweise von dem Wandbeleg aus in das Zelllumen vorspringen. Es sind das Zellkerne, in denen bei besonders günstiger Lage sogar ein Kernkörperchen zu unterscheiden ist. Wir haben es bei Cladophora, wie aus dieser Beobachtung schon folgt, mit vielkernigen Zellen zu thun. Wird jetzt das Präparat ziemlich stark gequetscht, so sieht man in den gedrückten Zellen den Inhalt von der Wand etwas zurücktreten, die einzelnen Chlorophyllplättchen sich von einander trennen und abrunden. Gleichzeitig treten die kleinen Körner und Amylumheerde deutlich in den Chromatophoren hervor, welche jetzt ebenso aussehen, wie die Chlorophyllkörner höherer Pflanzen, auf die Wasser einwirkte. Setzen wir nun ein wenig Jodjodkaliumlösung zu dem Präparat hinzu, so tingiren sich die kleinen Körner und auch die Hüllen der Amylumheerde violett, erscheinen aber in den grünen Chromatophoren braun und auch die stellenweise sichtbaren Zellkerne nehmen eine braune Färbung an. Wir ermangeln nicht in diesem Präparat unversehrte Zellen aufzusuchen, in welchen Stärkekörner und Amylumheerde in ihrer natürlichen Lage tingirt, scharf hervorgetreten sind und wir auch deutlich, bei tieferer Einstellung, die Zellkerne unterscheiden können. — Wir untersuchen hierauf noch einen Faden, den wir direct in einen Tropfen Pikrinsäure-Alcohol einlegen, wo dann in dem gelbbraun tingirten Zellinhalt die Kerne der Amylumheerde scharf hervortreten. Hinreichend starke Vergrösserung vorausgesetzt, erscheinen diese Gebilde eckig: es sind Eiweisskrystalle,[5]) von denen manchmal auch zwei in einem Amylumheerd liegen. — Nach kurzer Zeit stellen sich in den Chlorophyllplatten unregelmässig contourirte, braune Körner ein, die von zersetztem Chlorophyllfarbstoff herrühren und die Hypochlorin- oder Chlorophyllan-Reaction uns bieten.[6]) Dieselbe Reaction würden wir auch unter dem Einfluss anderer Säuren erhalten. — Doch, um die Zellkerne genauer studiren zu können und vollen Einblick in deren Vertheilung zu gewinnen, wollen wir noch andere Verfahren in Anwendung bringen. Diese sollen uns ausserdem Gelegenheit geben, einige bewährte Fixirungs- und Tinctions-Methoden kennen zu lernen, denen die histologischen Studien in letzter Zeit nicht unwesentliche Förderung verdanken. Wir bringen einige Zweige der Cladophora in 1 % Chromsäure, eine andere kleine Partie in concentrirte Pikrinsäure, eine noch andere in 1 % Chromessigsäure (Chromsäure 0,7 %, Essigsäure 0,3 %)[7]). Die 1 % Chromsäure und Chromessigsäure lassen wir einige Stunden, doch ohne Nachtheil selbst 24 Stunden, die Pikrinsäure etwa 24 Stunden einwirken. Alle diese Objecte müssen hierauf auf das Sorgfältigste in destillirtem Wasser ausgewaschen werden; man lässt sie mit Vortheil bis 24 Stunden in öfters gewechseltem Wasser stehen. Ganz besonders sorgfältige Behandlung verlangen die Pikrinsäure-Präparate, wenn sie mit Hämatëin-Ammoniak tingirt werden sollen. — Die verschiedenartig fixirten und gut ausgewaschenen Präparate legen wir nunmehr in Uhrschälchen mit Beale'schem Carmin,[8]) mit Thiersch'schem oder Grenacher'schem Borax-Carmin, auch mit Hoyer'schem neutralem carminsaurem Ammoniak ein. In dem Beale'schen Carmin haben die Schnitte bis 24 Stunden zu verweilen, die halbe Zeit etwa in dem Hoyer'schen

Carmin, mehrere Stunden in dem Borax-Carmin. Eine andere Partie der Fäden färben wir mit Grenacher'schem oder Boehmer'schem Hämatoxylin, das, wenn es gut färben soll, möglichst alt sein muss. Diese Lösung wird sehr stark verdünnt angewandt. Am besten ist es von Zeit zu Zeit den Tinctionsgrad der Objecte an kleinen Proben unter dem Mikroskop zu controliren und sie herauszunehmen, wenn sie hinreichende Mengen Farbstoff aufgenommen haben. Sollte trotz dieser Vorsichtsmaassregel eine Ueberfärbung der Objecte stattgefunden, das heisst dieselben zu dunkel sich tingirt haben, so legt man dieselben in reines Wasser, oder in wässrige Alaunlösung, oder in Wasser, das eine Spur von Salzsäure enthält, und lässt sie in den betreffenden Flüssigkeiten so lange, bis dass die Intensität der Färbung in erwünschtem Maasse abnahm. Hat man das Präparat mit dem säurehaltigen Wasser behandelt, so ist es nothwendig dasselbe hinterher einige Minuten lang mit ganz schwachem ammoniakalischem Wasser abzuspülen. Um die Präparate nach der Hämateïn-Ammoniak-Methode [9]) färben zu können, müssen wir aus denselben zuvor jede Spur von Pikrinsäure entfernt haben. Wir übertragen sie zu diesem Zwecke in relativ grosse Mengen ausgekochten Wassers, das wir wiederholt noch wechseln. In diesem, durch Kochen von Kohlensäure zuvor befreiten Wasser, verweilen die Objecte 24 bis 48 Stunden, worauf sie erst tingirt werden können. Zu diesem Zwecke werfen wir einige Hämatoxylinkrystalle in eine geringe Quantität destillirten Wassers und blasen dasselbe mit Ammoniakgas an. Letzteres bewerkstelligen wir mit Hülfe eines, etwas Ammoniaklösung enthaltenden Spritzfläschchens, in welchem die beiden Glasröhren die Flüssigkeit nicht erreichen. Die Hämatoxylinkrystalle lösen sich hierauf mit schön violetter Farbe. Man verdünnt die Lösung stark mit destillirtem Wasser und lässt die Präparate etwa zwei Stunden in derselben liegen. Der richtige Augenblick der Färbung lässt sich auch hier direct controliren. Man pflegt die Präparate mit Vortheil etwas zu überfärben und wässert sie hierauf mehrere Stunden lang mit destillirtem Wasser aus. Diese Färbungsmethode ist etwas mühsam, giebt aber oft die vorzüglichsten Resultate. Anders als mit Pikrinsäure gehärtete Präparate sind für die Hämateïn-Ammoniak-Tinction wenig geeignet. Auch die mit Beale'schem Carmin, dem Borax-Carmin, so wie dem Hoyer'schen Carmin behandelten Präparate werden am schönsten, wenn man sie überfärbt und hierauf in einem Uhrglase mit 50 bis 70 % Alcohol, dem ein Tropfen Salzsäure zugesetzt ist (man kann sich zu diesem Zweck eine etwa ½ % Salzsäurelösung in 70 % Alcohol bereit halten), für einige Zeit einlegt. Zuvor zeigten diese Präparate eine mehr oder weniger diffuse Färbung, sie erlangen erst in dem Salzsäure-Alcohol eine scharfe Tinction. Die in säurehaltigen Alcohol gelegten Präparate sind in allen Fällen mit säurefreiem Alcohol auszuwaschen.

Wollen wir nach vollendeter Untersuchung von den tingirten Objecten Dauerpräparate uns darstellen, so wählen wir als Aufbewahrungsmittel Glycerin, oder Glycerin-Gelatine, oder die Hoyer'sche Einschlussflüssigkeit für Carmin-Präparate. Soll sich die Hämatoxylinfärbung in Glycerin oder Glycerin-Gelatine halten, so müssen diese völlig säurefrei sein. Die Hoyer'sche Carmin-Einschlussflüssigkeit ist auch für die Häma-

toxylin-Präparate sehr geeignet. — Die vorliegenden Präparate dürfen nicht unmittelbar in die genannten Einschlussmittel übertragen werden, da die Zellen sonst in Folge plötzlicher Wasserentziehung zusammensinken. Man legt diese Präparate daher zunächst in sehr verdünntes Glycerin, das durch Stehen an der Luft sich langsam concentrirt. Dann können die Fäden ohne nachtheilige Folgen in concentrirtes Glycerin oder in Glycerin-Gelatine, oder in die Hoyer'sche Einschlussflüssigkeit übertragen werden. Die Glycerin-Präparate verschliessen wir mit Canadabalsam. Die Glycerin-Gelatine und die Hoyer'sche Einschlussflüssigkeit brauchen, wie wir das von der ersten schon wissen, keinen weiteren Verschluss.

Die verschiedenen Präparate unterwerfen wir nunmehr einem eingehenden Studium und finden, dass die Chromsäure- respective Chromsäuregemisch-Borax-Carmin-Präparate einerseits, die entsprechend fixirten mit Hämatoxylin und Hämateïn-Ammoniak gefärbten Objecte andererseits, sich in dem vorliegenden Falle am besten bewährt haben. Doch muss gleich ausdrücklich betont werden, dass dieses Resultat nur eben für das vorliegende Object maassgebend ist und sehr wohl bei anderen eine Methode, die hier weniger anschlug, den Vorzug verdienen könnte. Auch kommt es nur zu häufig vor, dass eine sonst bewährte Tinction aus unbekannten Gründen versagt, daher niemals auf einen vereinzelten Fall hin ein Schluss zu basiren ist. Ueberhaupt ist das Fixiren und Tingiren des Zellinhalts zu einer besonderen Kunst geworden, die erlernt werden will und Uebung verlangt, so dass man bei den ersten Versuchen auf Misserfolge gefasst sein muss. — Wir haben die Cladophoren als geeignetes Object für die Einführung in verschiedene Härtungs- und Tinctions-Methoden gewählt; wer sich hier auf die sicherste, fast nie versagende Methode beschränken will, der härte in angegebener Weise mit 1 % Chromsäure und färbe hierauf einen Theil mit Borax-Carmin, einen anderen mit Hämatoxylin. Die Borax-Carmin-Tinction gelingt so gut wie immer.

An dem Borax-Carmin-Präparate (Fig. 73) treten die Zellkerne ganz scharf hervor. Die Amylumheerde, sowie das übrige Zellplasma sind so gut wie ungefärbt geblieben, auch die Stärkekörner nahmen keinen Farbstoff auf. Die Amylumheerde zeigen jetzt im Innern deutlich den stärker das Licht brechenden Eiweisskrystall, der von einer Hohlkugel, welche uns schon früher mit Jod die Stärkereaction gab, umgeben wird. Die Zellkerne, denen wir besonders unsere Aufmerksamkeit zuwenden, sind annähernd gleichmässig in der Zelle vertheilt, sie liegen der Chlorophyllschicht von innen an und ragen in die Zellmasse hinein. Jeder Zellkern zeigt ein dunkel tingirtes Kernkörperchen und erscheint im Uebrigen wie feinkörnig oder fein porös. — Die Hämatoxylin- resp. Hämateïn-Präparate zeigen die Zellkerne dunkel gefärbt, ausserdem, wenn auch schwach, die Krystalle in den Amylumheerden. Die Stärkekörner sind nicht tingirt, wohl aber die Mikrosomen des Zellplasma und zwar fast eben so dunkel wie die Krystalle der Amylumheerde.

Einen einfachen Zellfaden bietet uns die Gattung Spirogyra. Wir wählen zur Untersuchung eine Art, die einen centralen, leicht sichtbaren Zellkern aufzuweisen hat. So gebaut ist beispielsweise Spirogyra majuscula,[10]) der man hin und wieder, nicht eben selten, doch sporadisch, in

Lachen begegnet. Indessen können eben so gut auch andere Arten mit centralem Zellkern zur Beobachtung dienen und werden in den wesentlichen Verhältnissen ihres Baues nur wenig abweichen. Ist man einmal im Besitz von gutem Spirogyren-Material, so suche man dasselbe in Cultur zu erhalten. Am besten gelingt dies in relativ niedrigen Gefässen, deren Wände undurchsichtig sind oder durch schwarzes Papier undurchsichtig gemacht werden, da einseitig einfallendes Licht nachtheilig wirkt. Die Gefässe müssen an einem hellen Orte stehen, aber vor directem Sonnenlichte geschützt sein. In das Fluss- oder Brunnenwasser, das nicht zu kalkreich sein darf, wirft man von Zeit zu Zeit ausgekochte, mit einer Nährstofflösung getränkte Torfstückchen hinein. Diese Nährstofflösung stellen wir uns passend her, indem wir 100 *ccm.* Wasser mit 1 *g.* salpetersaurem Kali, 0,5 *g.* Chlornatrium, 0,5 *g.* schwefelsaurem Kalk, 0,5 *g.* schwefelsaurer Magnesia, 0,5 *g.* fein pulverisirtem phosphorsaurem Kalk (letzterer nur spurweise löslich) versetzen.[11]) Unter solchen Umständen gedeihen die Spirogyren und überhaupt Süsswasser-Algen gut. — Die Zellen der Spirogyra majuscula sind in ausgewachsenem Zustande etwa $1^1/_2$ bis 2 Mal so lang als dick (Fig. 74). Die Zellhaut wird von einem zarten, farblosen, protoplasmatischen Wandbeleg ausgekleidet, der deutlich sichtbar wird, wenn man die Zelle plasmolysirt, das heisst, wenn man den protoplasmatischen Zellleib derselben durch wasserentziehende Mittel, etwa Zuckerlösung, Glycerin, Kochsalz- oder Salpeterlösungen zur Contraction bringt. Dem farblosen Wandbeleg folgen 8 bis 10 Chlorophyllbänder, die meist ziemlich steil und eng gewunden erscheinen. Die Bänder haben einen zierlich gebuchteten Contour und sind durchsichtig genug, um den Einblick in das Innere der Zelle zu gestatten. In unregelmässigen Abständen sind den Bändern dichtere, kugelige, farblose Körper eingebettet, die uns bereits bekannten Amylumheerde. Diese Amylumheerde zeigen einen Eiweisskrystall und eine ihn hohlkugelig umhüllende Schicht kleiner Stärkekörner. Man erkennt die eckigen Contouren der Krystalle auch ohne Reagentien, sie treten schärfer hervor wenn man etwas Pikrinsäure-Alcohol vom Deckglasrande aus zusetzt. Bei Jodjodkalium-Behandlung lässt die Färbung der Stärkehülle und des Eiweisskrystalls zusammenwirkend, den ganzen Körper dunkelbraun erscheinen. Der centrale Zellkern ist bei dieser Species spindelförmig; wird er jedoch, durch Druck auf die Zelle, aus seiner Lage gebracht und von der Seite sichtbar, so präsentirt er sich als Scheibe; er hat somit in Wirklichkeit die Gestalt einer biconvexen Linse. In seiner Mitte liegt ein grosses, deutliches Kernkörperchen, seltener sind zwei bis drei solche gleichmässig im Innern des Zellkerns vertheilt. — Bei andern nah verwandten Arten ist der Zellkern dicker und erscheint bei natürlicher Lage der Zelle als Rechteck mit abgerundeten

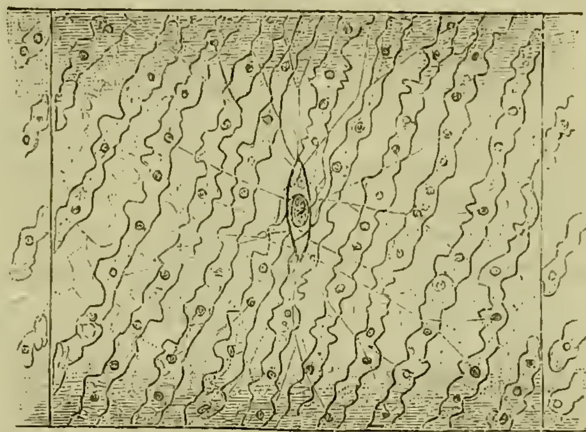


Fig. 74. Spirogyra majuscula, eine Zelle des Fadens bei veränderten Einstellungen entworfen, auch der centrale Zellkern und die ihn tragenden Fäden dargestellt. Vergr. 240.

Ecken. — Der Zellkern ist von einer sehr dünnen Plasmaschicht umgeben, von der aus zarte Protoplasmafäden nach der Wandschicht der Zelle verlaufen. Auf diesen Fäden ist der Zellkern in dem mit Zellsaft erfüllten Lumen der Zelle suspendirt. Die Fäden entspringen alle der schmalen Kante des Zellkerns, gabeln sich meist wiederholt in ihrem Verlauf und setzen an die Innenseite der Chlorophyllbänder und zwar an die vorspringenden Stellen, welche Amylumheerde bergen, an. Man kann sich hiervon in den meisten Fällen leicht bei langsamer Veränderung der Einstellung überzeugen.

Anmerkungen zum XIX. Pensum.

[1]) H. Hoffmann, Icones anal. fung., I—III; de Bary, Morph. d. Pilze etc., pag. 49 ff.

[2]) Ueber die Tüpfel in den Scheidewänden der Florideen, vergl. Bornet, études phycol., pag. 100, und Schmitz, Stzber. d. kgl. Akad. d. Wiss. z. Berl., 1883, pag. 218.

[3]) Schmitz, Siphonocladiaceen, pag. 17; Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., pag. 204.

[4]) Schmitz, Chromatophoren d. Algen, pag. 37, vergl. auch pag. 16 u. 35.

[5]) Nach Mittheilungen von A. W. Schimper.

[6]) Pringsheim, besonders in den Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XII, pag. 294. A. Tschirsch, Ber. d. deut. bot. Gesell. Bd. I, pag. 140; dort die Litteratur.

[7]) Flemming, zuletzt in Zellsubstanz, Kern- und Zelltheilung, 1882, pag. 379. Dort auch die Litteratur.

[8]) Die Eigenschaft des Zellkerns, Farbstoffe mit Begierde aufzunehmen und aufzuspeichern, wurde von Th. Hartig entdeckt: „Ueber das Verfahren bei Behandlung des Zellkerns mit Farbstoffen“, Bot. Ztg., 1854, Sp. 877. Entwicklungsgesch. d. Pflkeims, 1858, pag. 154. In die thierische Histologie wurde das Verfahren von Gerlach eingeführt. Mikr. Stud. a. d. Geb. d. menschl. Morpholg., 1858.

[9]) Vergl. Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesellsch., 13. Juli 1880, Sep.-Abdr., pag. 2.

[10]) Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., pag. 173.

[11]) Nährstofflösung, nach Sachs. Vorl. über Pflanzen-Physiol., pag. 342.

XX. Pensum.

Diatomeen, Protococcus, Hefe, Spaltalgen.

Die Diatomeen oder Bacillariaceen sind einzellige Organismen, die eine intermediäre Stellung zwischen Thier und Pflanze einnehmen und eine für sich abgeschlossene Gruppe bilden. Das geeignetste Object um sich über den Bau der Diatomeen zu orientiren, dürfte Pinnularia viridis[1]) sein, eine in stehenden und fliessenden Gewässern sehr häufige Art. Sie zeichnet sich unter den Süsswasserformen durch ihre relativ bedeutende Grösse aus und lässt überhaupt leichten Einblick in die Structurverhältnisse ihres Körpers gewinnen. Sie erscheint unter dem Mikroskop, wo wir sie bei der stärksten uns zur Verfügung stehenden Vergrösserung studiren müssen, entweder als eine gestreckte Ellipse oder als ein Rechteck mit etwas abgerundeten Ecken. Im ersteren Falle sehen wir sie von der Schalenseite (Schalenansicht, Nebenseite) (Fig. 75 *A*), im letzteren von der Gürtelbandseite (Gürtelansicht, Hauptseite) (Fig. 75 *B*). In der

Schalenansicht erscheint die Zellhaut gezeichnet von schmalen Riefen, die von den Rändern gegen die Mitte laufen, ohne sie zu erreichen (vergl. die Figur). Sie werden meist für Einsenkungen der Aussenfläche der Schale, das heisst, für verdünnte Stellen derselben gehalten. Der mittlere, glatte Raum, den die Riefen frei lassen, zeigt an seinen beiden Enden und in mittlerer Länge, je eine stärker das Licht brechende Verdickung, die als Knoten bezeichnet sind. Die beiden endständigen Knoten werden mit dem Centralknoten durch eine Linie verbunden, welche dicht am Centralknoten jederseits gleichsinnig ausbiegt und mit einer schwachen Anschwellung endet. Die Endknoten werden von den entgegengesetzten Enden der Linie mondsichelförmig umfasst. Um dies zu bewerkstelligen, biegt die Linie an beiden Enden in derselben Richtung wie am Mittelknoten seitlich ab. In ihrem Verlauf zwischen den Knoten erweitert sich die Linie ein wenig; man nimmt an, sie sei ein in das Innere der Zelle führender Spalt. Auf die Gürtelbandansicht (*B*) greifen die Riefen nicht herüber, man sieht sie nur an den Seitenrändern des Bildes. Bei Einstellung auf den optischen Durchschnitt und genauer Betrachtung der Enden der Zelle, constatiren wir die merkwürdige Thatsache, dass ein mittlerer Streifen der Wand doppelt ist. Bei eingehender Untersuchung stellt es sich heraus, dass hier eine Einschachtelung getrennter Wandtheile vorliegt. An die Ränder der beiden elliptischen Wandstücke die wir in der Schalenansicht sahen, setzen nämlich Membrantheile an, die mit freier Kante enden. Es besteht somit die Wandung dieser Zelle aus zwei Hälften, von denen die eine in der andern steckt. Der Bau dieser Wandung entspricht durchaus demjenigen einer elliptischen Schachtel mit aufgesetztem Deckel. Die Seitenwände des Deckels sind eben so hoch wie diejenigen der Schachtel, doch sind beide nicht vollständig in einander geschoben. Gehen wir an unserer Zelle aus dem optischen Durchschnitt in die Oberflächen-Ansicht über, so können wir die feinen Ränder der beiden Zellhälften hier als zarte Linien verfolgen. — Die ebenen, gerieften Flächen der Zellwand werden als Schalen, die glatten an dieselben ansetzenden, frei endenden Seitenwände als Gürtelbänder bezeichnet, daher der Gebrauch der schon genannten Namen für die beiden Ansichten. Es gelingt bei Pinnularia leicht, die eine Hälfte der Zellwand aus der anderen durch Druck oder chemische Reagentien zu befreien, auch findet man hin und wieder abgestorbene Exemplare, an denen sich dieser Process mehr oder weniger vollständig von selbst vollzog. Beim Druck brechen die Gürtelbänder leicht in einiger Entfernung von ihrem Rande, längs einer zu diesem Rande parallelen Linie. Diese Linien, nächst jedem

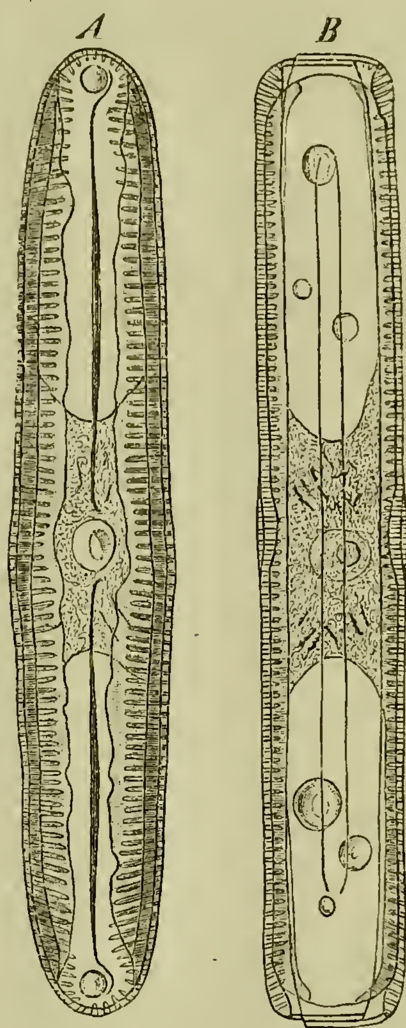


Fig. 75. Pinnularis viridis. *A* Schalenansicht, *B* Gürtelbandansicht. Vergr. 540.

Rande eine, somit zwei in jeder Gürtelbandansicht, sind öfters zu erkennen und dürften verdünnte Stellen der Gürtelbänder sein. Sie reichen nicht bis an die Enden der Zelle. Der Inhalt der Zelle präsentirt sich etwas anders, je nachdem wir eine Schalenansicht oder Gürtelbandansicht vor uns haben. In ersterer (Fig. 75 *A*) durchsetzt ein mittlerer, heller Streifen die Zelle von dem einen Ende zu dem andern; das farblose Cytoplasma der Zelle ist somit sichtbar. In mittlerer Länge der Zelle erscheint es zu einer biconcaven Plasmabrücke angesammelt. In dieser Brücke liegt der, nicht immer ohne Zuhülfenahme von Reagentien leicht sichtbare, mit einem relativ grossen Kernkörperchen versehene Zellkern. An die hellen Streifen grenzen zu beiden Seiten mit ziemlich glattem, oder ausgebuchtetem Contour, die braun gefärbten Chromatophoren „Endrochromplatten“. Dieselben liegen somit den Gürtelbandseiten an. In den Plasmabrücken sind schmale, paarweise verbundene Stäbchen von unbekannter Bedeutung zu sehen. Im Zellsafte endlich liegen meist, doch nicht immer, grössere und kleinere Oeltropfen. In der Gürtelbandansicht erscheint der Zellleib gleichmässig braun, weil hier der Chromatophor den ganzen farblosen Wandbeleg deckt. Nur an den beiden äussersten Enden der Zelle kommt das farblose Zellplasma zum Vorschein. Der Chromatophor ist gleichmässig dicht und gleichmässig tingirt, ohne sichtbare Differenzirungen. Auch in der Gürtelband-Ansicht erscheint die centrale Plasmaansammlung in Gestalt einer biconcaven Brücke.

Bei Durchmusterung unserer früher dargestellten Cladophora-Präparate dürfen wir sicher den Fäden dieser Alge anhaftende Diatomeen finden. Dieselben sind zugleich mit jener Alge fixirt und tingirt worden und wir werden den gefärbten Zellkern schön in jeder Zelle sehen können.

Unter zahlreichen Pinnularia-Exemplaren kann man hin und wieder auch doppelt zusammengesetzte finden. Es sind das Schwesterexemplare, die vor kurzem durch Theilung aus einem Mutterexemplare hervorgingen. Sie haften mit den Schalenseiten an einander und man wird, falls ihre Wände ganz fertig ausgebildet sind, constatiren, dass die Gürtelbänder der beiden inneren Schalen in den Gürtelbändern der beiden äusseren Schalen stecken. Nach erfolgter Theilung des Inhalts der Mutterzelle, sind diese inneren Wandhälften für jedes Tochterindividuum hinzugebildet worden. Jede Zelle besitzt somit eine ältere und eine jüngere Wandhälfte und jede Ueberlegung lehrt, dass der Altersunterschied zwischen den beiden Hälften ein sehr grosser sein kann.

Die Pinnularia-Exemplare sind in Bewegung begriffen. Die Zellen rücken gewöhnlich in der Richtung ihrer Längsaxe fort, entweder gleichmässig oder stossweise, auch seitlich hin und her von ihrer Bahn ablenkend. Sie schwimmen nicht frei, kriechen vielmehr auf irgend welchem Substrat und es gilt als wahrscheinlich, dass zu der als Spalt gedeuteten Linie, die wir in der Mediane der Schalen sahen, ein zarter Protoplasmasaum hervorgestreckt wird und das Bewegungsorgan, eine Art Pseudopodium, bildet.

Wir stellen uns ein Präparat von Pinnularia auf einem Glimmerplättchen her und glühen es über einer Gas- oder Spiritusflamme. Wir legen das Glimmerplättchen hierauf wieder unserm Objectträger auf und

betrachten das Präparat trocken, doch unter Deckglas bei starker Vergrösserung. Wir constatiren, dass von den Pinnularien vollständige Skelete erhalten geblieben sind. Dieselben sind bei kurzem Glühen, von der verkohlten organischen Substanz etwas bräunlich, bei länger fortgesetztem Glühen farblos. Salzsäure greift sie nicht an, sie bestehen aus Kieselsäure und zeigen die feinsten Eigenthümlichkeiten der Structur der Zellwand, die somit hochgradig verkieselt sein musste, erhalten. Die Riefen zeichnen sich bei diesen Präparaten sehr deutlich als dunkle Streifen, auch sonstige Structureigenthümlichkeiten der Wandung sind gut zu studiren. Namentlich schön sichtbar sind in der Schalenansicht die Spalten, welche beiderseits vom Centralknoten nach den endständigen Knoten verlaufen. Ihre Erweiterung in mittlerer Länge ist deutlich. In der Gürtelbandansicht präsentiren sich die Ränder der beiden Hälften der Zellwandung scharf; ausserdem sieht man noch auf dem übergreifenden Theile zwei zu einander und den Rändern der Zellwandhälften parallele Linien, welche die Enden der Zelle nicht erreichen. — Eben so schöne Kieselskelete erhalten wir auch, wenn wir auf unsere Diatomeen zunächst einen Tropfen concentrirte Schwefelsäure einwirken lassen, nach einiger Zeit 20 %, dann allmählich concentrirte Chromsäure hinzufügen und schliesslich diese Reagentien mit Wasser entfernen.[2])

Die merkwürdige Erscheinung der Zusammensetzung der Zellwand aus zwei Stücken ist auch den andern Diatomeen eigen. Ebenso sind an den frei lebenden ganz allgemein Bewegungserscheinungen zu beobachten. Selbst viele angewachsene und in Gallertröhren eingeschlossene sind, befreit, der Bewegung fähig, während diese in der That bei fadenbildenden meist zu fehlen scheint. Wegen der oft äusserst feinen Structurverhältnisse ihrer Zellwand, werden die Diatomeen als Testobjecte für die Prüfung stärkerer mikroskopischer Objectivsysteme benutzt. Angewandt werden besonders die Schalen von Pleurosigma angulatum, die bei hinreichend starker Vergrösserung regelmässig angeordnete Sechsecke zeigen.

Um eine möglichst einfache Form aus der Reihe der einzelligen, grünen Algen kennen zu lernen, untersuchen wir einen Protococcus. Zu diesem gehören der Hauptsache nach alle die grünen Anflüge, die man an Baumstämmen, feuchten Brettern, Mauern und anderen ähnlichen Standorten findet. Dabei lassen wir es ganz dahingestellt, ob unser Protococcus als eine selbstständige Art und nicht vielmehr als Entwicklungszustand einer anderen Alge aufzufassen sei.[3]) Die Form (Fig. 76), welche wir einem alten Baumstamme entnommen haben, würde unter den Begriff Protococcus viridis fallen. Wir untersuchen dieselbe bei starker Vergrösserung und finden sie aus isolirten, oder zu kleinen Familien vereinigten, kugelrunden Zellen gebildet (Fig. 76 *A*—*F*). Der Inhalt der Zellen ist hellgrün, doch nicht das Gesammtplasma gleichmässig gefärbt, vielmehr sind, wie hinreichend starke Vergrösserungen lehren, eine Anzahl Chromatophoren vorhanden, die in gegenseitiger Berührung die Oberfläche des Zellinhaltes einnehmen. Wo ihr Contact nicht vollständig, kommt das farblose Zellplasma zum Vorschein. Mehr oder weniger in der Mitte der Zelle liegt der mit einem Kernkörperchen versehene Zellkern, der jedoch meist ohne Zuhülfenahme von Reagentien nicht zu sehen ist. Die Zellen haben

eine dünne Wandung, die sich mit Chlorzinkjodlösung violett färben lässt. Meist sind zahlreiche Zellen in Zweitheilung begriffen durch Vermittlung einer Scheidewand, welche die kugelige Zelle halbirt (Fig. 76 *D*). Die Theilungen der benachbarten Zellen erfolgen in derselben oder in annähernd rechtwinklig sich schneidenden Ebenen. Die Tochterzellen treten alsbald, sich gegen einander abrundend, aus dem Verband (*C, F*); sie bleiben noch eine Zeit lang aneinander haften, oder werden vollständig getrennt. Behandelt man die Zellen mit Jodjodkaliumlösung, so treten die Zellkerne scharf hervor (unsere Figuren sind nach Jodpräparaten entworfen). In jedem Zellkern wird das Kernkörperchen deutlich sichtbar. In den neu durch Theilung angelegten Zellen liegen die Zellkerne der jungen Scheidewand an (*D*). Die Jodlösung weist in den Chromatophoren kleine Stärkekörner nach, doch nicht Amylumheerde.

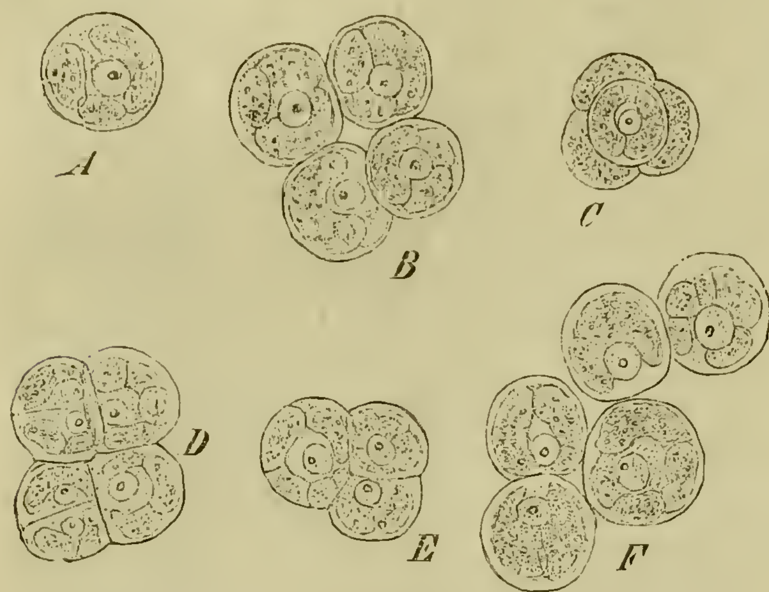


Fig. 76. Protococcus viridis nach Jodjodkaliumbehandlung. In *D* die Zellen links kurz nach der Theilung. Vergr. 540.

Sehr einfach gebaute Organismen treten uns in den bisher als Saccharomyceten zusammengefassten farblosen Pilzzellen entgegen. Wir beschaffen uns Bierhefe, am besten gährende Maische aus einer Bierbrauerei und untersuchen eine in Wasser vertheilte Spur derselben bei starker Vergrösserung. Wir finden das Gesichtsfeld erfüllt von kleinen Zellen, welche Individuen des sogenannten Bierhefepilzes, Saccharomyces cerevisiae,[4]) sind. Die Zellen erscheinen kugelrund bis ellipsoidisch, sie besitzen eine zarte Membran und lassen in ihrem Innern eine grosse oder mehrere kleine Vacuolen und einige stärker das Licht brechende Körnchen erkennen (Fig. 77, *1*). Einen Kern können wir nicht unterscheiden, doch ist ein solcher vorhanden und lässt sich, wenn auch nicht eben leicht, nachweisen.[5]) Hierzu ist es nothwendig, das Object mit Pikrinsäure, in der bei Cladophora erprobten Weise zu fixiren und dann mit Hämateïn-Ammoniak zu tingiren. Dann findet man in jeder Zelle nahe der Mitte einen kleinen, runden, dunkler tingirten Zellkern. Das lebende Object, das wir in Untersuchung nahmen, zeigt uns zahlreiche Zellen in Vermehrung begriffen. Diese erfolgt hier in ganz eigenthümlicher Weise, indem an den Zellen eine, seltener mehrere, kleine, knopfförmige Anschwellungen sich bilden, welche allmählich die Gestalt und Grösse der Mutterzelle erreichen und sodann von derselben abgegrenzt werden (*2, 3*). Bei sehr energischer Entwicklung finden wir die Tochterzellen zu kleinen, stellenweise verzweigten Ketten vereinigt; bei langsamer Entwicklung findet

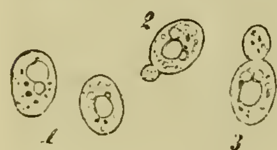


Fig. 77. Saccharomyces cerevisiae. 1 nicht sprossende, 2 und 3 sprossende Zellen. Vergr. 540.

eine Trennung der Zellen vor jeder neuen Sprossung statt. Dieser Vermehrung durch Sprossung wegen sind die „Saccharomyceten“ auch als Sprosspilze bezeichnet worden. In zuckerhaltigen Flüssigkeiten rufen sie alcoholische Gährung hervor. — Neuerdings[6]) ist die Selbstständigkeit der Saccharomyceten in Abrede gestellt worden und dieselben für Conidien (bestimmte Art Sporen) verschiedener Pilze erklärt, Conidien, denen die Fähigkeit zukommt, in entsprechenden Nährstofflösungen sich durch Sprossung bis ins Unendliche zu vermehren.

Wir wollen auch noch eine Nostocacee ins Auge fassen, die auch wegen ihres symbiotischen Verhältnisses zu einer anderen Pflanze für uns von Interesse ist. Die letztere Pflanze ist die in allen botanischen Gärten jetzt cultivirte Azolla caroliniana. So sind wir denn auch in der Lage, da die Azolla in Gewächshäusern überwintert, uns jederzeit Untersuchungsmaterial von der Nostocacee zu beschaffen. Die Nostocaceen neigen überhaupt sehr zur Symbiose und wir finden sie in sehr verschiedenen Pflanzen, vornehmlich aber als Bestandtheile des Flechtenkörpers vor. Die in der Azolla lebende Anabaena Azollae ist an bestimmten Stellen der betreffenden Pflanze zu finden. Die Blätter der Azolla sind in je zwei Lappen getrennt. Der obere Lappen ist fleischig und schwimmt auf dem Wasser, der untere ist häutig und untergetaucht. Der obere Lappen zeigt im Innern eine weite Höhlung, in welche eine auf der Innenfläche des Blattes befindliche, enge Oeffnung führt. Diese Höhlung ist mit Anabaena erfüllt und von den Wänden der Höhlung aus wachsen verzweigte Haare zwischen die Windungen dieser Anabaena hinein. Um nun die Anabaena für unsere Untersuchung zu erhalten, zerzupfen wir die Oberlappen einiger Blätter mit den Nadeln, legen ein Deckglas auf, drücken ein wenig auf dasselbe und sind nun ziemlich sicher die Anabaenaschnüre zu finden. So viel ist sicher, dass sie keinem Exemplar der Azolla fehlen. Wir betrachten die Schnüre bei möglichst starker Vergrösserung (Fig. 78). Dieselben bestehen aus einer Reihe tonnenförmiger Zellen, welche von Zeit zu Zeit von einer grösseren, ellipsoidischen bis kugeligen Zelle, der Grenzzelle oder Heterocyste, unterbrochen werden. Die Fäden sind schlangenförmig hin und her gewunden, ohne sichtbare Gallerte. Der ganze Inhalt der vegetativen Zellen ist spangrün, der Grenzzellen olivengrün gefärbt; kleine sich dunkler zeichnende Körnchen sind in diesem Inhalt zu unterscheiden; ein Zellkern fehlt. Meist findet man einzelne Zellen in Theilung (Fig. 78 *a* bis *d*). — Nimmt man einen Zweig der Azolla zwischen die Finger und führt Flächenschnitte durch denselben, so wird man unter dem Mikroskop nicht selten die Anabaena in ihrer natürlichen Lage innerhalb einer Blatthöhle sehen können. Doch muss der Zufall gefügt haben, dass eine Blatthöhle in richtiger Lage getroffen wurde. Das pflegt meist zu geschehen und dann sieht man auch die gegliederten Haare, welche die Anabaena durchsetzen.

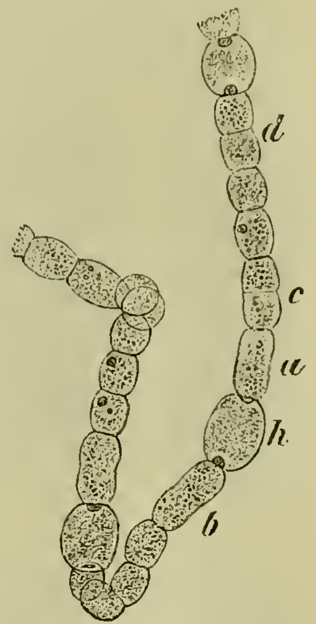


Fig. 78. Anabaena Azollae, *a* bis *d* aufeinanderfolgende Zustände der Theilung vegetativer Zellen, *h* eine Grenzzelle. Vergr. 540.

Ganz ähnlich ist der Bau der Fäden in den olivengrünen faltigen Gallertmassen, die man oft in grossen Massen auf Wegen findet und die zu Nostoc ciniflonum Tournefort (commune Vauch.)[7]) gehören.

Bei Untersuchung jeder terrestren Form von Vaucheria, besonders der auf Blumentöpfen gesammelten, begegnet man Oscillarien, die ebenfalls zu den Spaltpflanzen, in die nächste Nähe der Nostocaceen gehören. Dieselben findet man aber auch sonst überall in stehenden Gewässern, auf schlammigem Boden oder unter sonst ähnlichen Verhältnissen. Ihre Anwesenheit verräth sich oft durch unangenehmen, modrigen Geruch. In Gefässen cultivirt, kriechen sie zum Theil an den Wänden derselben über den Wasserspiegel empor. Es sind annähernd gerade oder auch gewundene Fäden, welche blaugrün, spangrün, olivengrün bis braun gefärbt erscheinen, aber auch farblos sein können und in vielen Formen durch lebhafte Beweglichkeit sich auszeichnen. Die Fäden sind frei oder in Gallertscheiden eingeschlossen. Sie können einzeln oder in Mehrzahl in solchen Scheiden stecken. Die Scheiden gehen aus den äusseren Membranschichten der Fäden hervor; wo diese Schichten verflüssigt werden, fehlen die Scheiden. Die Fäden sind durch quere Scheidewände in lauter gleichartige, kurze Zellen getheilt. Die Scheidewände lassen sich bei vielen Arten sehr leicht, bei andern sehr schwer sehen. Diese Verschiedenheit ausgenommen herrscht im Bau dieser Organismen grosse Uebereinstimmung. Der Inhalt der Zellen ist, wenn überhaupt, in seiner ganzen Masse gefärbt; er lässt keinen Zellkern, wohl aber zahlreiche kleine Körner in seinem Innern erkennen. Die Körner sind entweder durch den ganzen Zellinhalt gleichmässig vertheilt, oder vornehmlich an den Scheidewänden angesammelt. — Es ist gleichgültig, welche Art zur Untersuchung gewählt wird, doch geben wir den dickeren, mit deutlicheren Scheidewänden versehenen Formen, wie sie in Fig. 79 dargestellt sind, den Vorzug.

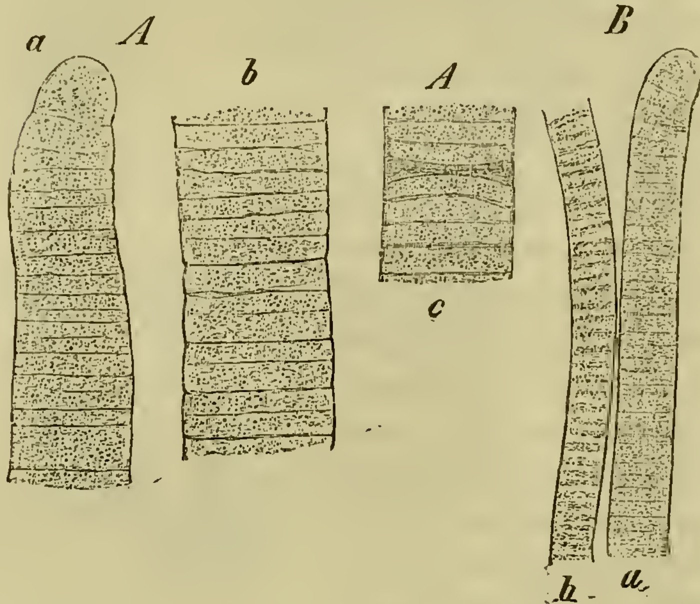


Fig. 79. *A* Oscillaria princeps, *B* Oscillaria Froelichii. *a* Fadenenden; *b* Stücke aus den inneren Theilen des Fadens; bei *B*, *b* die Körnchen an den Scheidewänden angesammelt; in *A*, *c* ist eine abgestorbene Zelle zwischen den lebenden zu sehen.

Sehr interessant sind die Bewegungserscheinungen, die uns gleich bei Beginn unserer Untersuchung an den Oscillarien auffallen mussten. Namentlich an den dickeren Formen mit etwas gekrümmter Spitze und deutlichen Körnern, werden wir, bei hinreichend starker Vergrösserung, die Erscheinung richtig beurtheilen können. Wir constatiren dann nämlich, dass mit der Bewegung der Fäden eine langsame Drehung um ihre Axe verbunden ist. Gleichzeitig führt der Faden unregelmässige Krümmungen, „Nutationen“, aus, die der Ausdruck gegebener Unterschiede in der Inten-

sität des Wachsthums an seinen verschiedenen Seiten sind. Diese Krümmungen erfolgen meist langsam, können aber auch zu heftigen Bewegungen Anlass geben, wenn nämlich die Krümmung durch einen Widerstand verhindert und dann nach Ueberwindung desselben die Spannung plötzlich ausgeglichen wird. Die Oscillaria-Fäden bewegen sich bald vorwärts, bald rückwärts. Die Bewegungen können nur dann ausgeführt werden, wenn der Faden an einem anderen Gegenstande einen Stützpunkt findet. Die geraden Fäden bewegen sich wie die gekrümmten, bei letzteren ist aber die Erscheinung besonders auffallend und ohne weiteres sichtbar, während wir an geraden Fäden die einzelnen Körnchen der Oberfläche fixiren müssen, um eine Drehung des Fadens um seine Axe zu constatiren. — Die Ursache der Bewegung ist noch nicht sicher erkannt; neuerdings wurde behauptet, dass sie durch Protoplasmafortsätze vermittelt werde, welche durch die Membran nach aussen treten.[8])

In dieselbe Klasse von Organismen wie die Nostocaceen und Oscillarien gehören die noch einfacher gebauten Chroococcaceen, die wir an einer der vielverbreiteten Gloeocapsa-Arten studiren wollen. Wir wählen die auf feuchten Mauern oder Felsen wachsende Gloeocapsa polydermatica (Fig. 80), kenntlich an ihrem schmutziggrünen bis olivenfarbigen, gallertigen Lager und den festen, deutlich und wiederholt geschichteten Gallerthüllen. Eine andere Art mit weniger schön geschichteter Gallerthülle thut denselben Dienst. Bei allen finden wir in den Gallerthüllen gleichmässig tingirte, mehr oder weniger deutlich körnige, zellkernlose Zellen. Durch diese Eigenschaften ihres Zellleibes unterscheiden sich die Chroococcaceen jederzeit von den, ihnen in manchen Formen äusserlich sehr ähnlichen Protococcaceen und vornehmlich Palmellaceen, denn diese haben einen Zellkern und vom übrigen Zellplasma gesonderte Chromatophoren. — Bei Gloeocapsa polydermatica sind die kurz zuvor durch Theilung entstandenen Zellkörper fast kugelrund (Fig. 80, *C*). Hierauf beginnen sie in die Länge zu wachsen und werden ellipsoidisch. Dann zeigen sie eine schwache bisquitförmige Einschnürung (*A*) in mittlerer Länge, worauf eine zarte Scheidewand an dieser Stelle sichtbar wird. Die Tochterzellen runden sich nun gegen einander ab und werden durch Quellung der sie trennenden Wandung und der hierauf erzeugten Verdickungsschichten auseinander gerückt. Indem immer neue Gallertschichten im Innern entstehen, werden die älteren gedehnt, endlich gesprengt und abgeworfen.[9]) Eine grosse Anzahl von Generationen ist somit zu einer gemeinsamen Zellfamilie durch die Gallerthüllen verbunden. Durch Sprengung der äusseren Hüllen zerfallen die Familien. Seltener findet man einzelne, für sich bestehende Zellen und zwar dann meist von einer grossen Anzahl Gallerthüllen umgeben (Fig. 80, *A*). Es unterblieb in solchen Fällen die Zelltheilung, nicht die Wandverdickung.

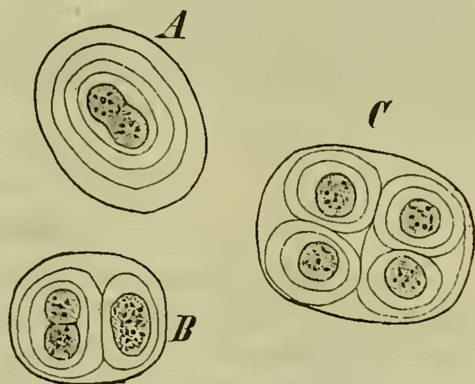


Fig. 80. Gloeocapsa polydermatica. Bei *A* zu Beginn der Theilung, in *B*, links, kurz nach der Theilung. Vergr. 540.

Wir haben somit gefunden, dass bei Nostocaceen, Oscillarien und

Chroococcaceen der Zellinhalt sich abweichend von demjenigen aller der übrigen bisher betrachteten Pflanzen verhält. Während uns dort die Sonderung des Protoplasma in Zellplasma, Zellkern und Chromatophoren entgegentrat, finden wir hier alle diese Elemente des Zellleibes noch in einer Substanz vereinigt.[10]) — Der stets von dem reinen Grün der übrigen Pflanzen abweichenden Färbung wegen, hat man diese Pflanzen als Phycochromaceen oder Cyanophyceen zusammengefasst. Die geringe Höhe der Organisation verräth sich bei diesen Organismen auch durch den Mangel der geschlechtlichen Vermehrung. Eine Art der ungeschlechtlichen Vermehrung ist aber (oft neben andern ungeschlechtlichen Vermehrungsarten), ihnen allen eigen, nämlich diejenige durch vegetative Zweitheilung, daher man diese Organismen Spaltalgen, Schizophyceen genannt hat.[11]) — Neuerdings angestellte Untersuchungen[12]) ergaben, dass fadenartige Schizophyceen im Stande sind, in kugelige, von gallertartigen Hüllen umgebene Zellen zu zerfallen, das heisst, der Gloeocapsa ähnliche, chroococcaceenartige Zustände anzutreten. Ein entsprechendes Verhalten fanden wir bereits unter den grünen Algen bei Protococcaceen vor und stellten daher die Frage, ob Protococcus viridis als selbständige Art aufzufassen sei. Diese Frage wiederholt sich somit bei den Chroococcaceen, die vielleicht alle nur Entwicklungsstadien fadenartiger Spaltalgen sind.

Anmerkungen zum XX. Pensum.

[1]) Vergl. Pfitzner, in Hanstein's Bot. Abh. Bd. I, Heft II, pag. 40 und Schenk's Handbuch d. Bot. Bd. II, pag. 410. In der ersten Abhandlung auch die Litteratur.

[2]) Miliarakis, die Verkieselung, Würzburg, 1884.

[3]) Vergl. hierzu namentlich Cienkowski, Bot. Ztg., 1876, Sp. 17 u. Mél. biol. d. St. Petersb., T. IX, p. 531.

[4]) Reess, Alcoholgährungspilze, 1870.

[5]) Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, Sep.-Abdr., pag. 18.

[6]) Brefeld, Bot. Unters. über Hefepilze, der Schimmelpilze V. Heft, 1883, pag. 178.

[7]) Vergl. Thuret et Bornet, Notes algologiques, II, pag. 102.

[8]) Engelmann, Bot. Ztg., 1879, Sp. 49.

[9]) Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 6. Dec. 1880, Sep.-Abdr., pag. 7.

[10]) Schmitz, die Chromatophoren der Algen, pag. 9.

[11]) Vergl. z. B. Falkenberg in Schenk's Handbuch der Bot., Bd. II, pag. 304.

[12]) Zopf, Bot. Centralbl. Bd. X, pag. 32; zur Morphologie d. Spaltpfl., 1882.

XXI. Pensum.

Spaltpilze. Gebrauch der Immersionssysteme.

Wir fassen schliesslich noch aus der Gruppe der kleinsten Organismen, der Bacterien,[1]) einige Formen ins Auge, um uns über die dort herrschenden Gestaltungsverhältnisse zu orientiren. Es soll uns zunächst nicht darauf ankommen, eine bestimmte Species zu untersuchen, wir wollen es vielmehr dem Zufall anheimstellen, welche Form er uns in die Hände spielt. Wir kochen einige grüne Blätter, etwa Salatblätter, in einem Kochbecher auf und lassen denselben offen, bei relativ hoher Zimmertemperatur stehen. In einem andern Kochbecher übergiessen wir eine durch Eintauchen in kochendes Wasser getödtete Erbse mit etwas Wasser. Zugleich vertheilen wir gekochte Möhren-, Kohlrüben- und Kartoffelscheibchen auf Uhrgläser oder Objectträger und stellen sie hier und dort in warmen, mässig feuchten Orten zum Theil frei, zum Theil unter Glasglocken auf. — Auf dem Blätterdecoct dürfte sich nach etwa zwei Tagen eine Haut gebildet haben, die wir als Kahmhaut bezeichnen. Auf den verschiedenen Gemüsescheibchen sehen wir kleine weissliche, seltener gefärbte Gallertmassen auftreten. Bringen wir von solcher Gallertmasse eine Spur in den Wassertropfen eines Objectträgers und untersuchen bei möglichst starker Vergrösserung, so finden wir eine Unzahl äusserst kleiner, fast punktförmig erscheinender Körperchen in der Gallerte eingebettet. Diese Körperchen verrathen eine perlschnurförmige Aneinanderreihung; man sieht sie auch einzeln oder in Paaren, oder auch in grösserer Zahl zu Fäden vereinigt. Wir haben es mit der in Gallerte eingelagerten Coccen-Form irgend eines Bacteriums zu thun. Solche in Gallerte eingebettete Bacterienmassen werden als Zoogloea bezeichnet. Die Gallerte geht aus den gequollenen Membranen der Bacterien hervor. Diese Membranen sollen bei den Fäulniss-Bacterien aus einer eigenthümlichen Eiweisssubstanz, dem Mycoproteïn, bei den Fäulniss nicht erregenden Bacterien aus Cellulose bestehen. — Wir benutzen die Eigenschaft der Bacterien, gewisse Anilin- und Azofarbstoffe begierig aufzunehmen, um sie zu färben. Wir brauchen zu diesem Zwecke nur ein wenig Methylviolett, Gentianaviolett, Methylenblau, Fuchsin oder Vesuvin dem Präparate beizufügen. Hämatoxylin färbt gleichzeitig die Gallerte und wir wenden diesen Farbstoff daher an, um auch letztere hervortreten zu lassen. Wir wollen uns hier zunächst an Gentianaviolett halten, das ausserordentlich rasch und intensiv die Bacterien tingirt. Dann sehen wir die Bacterien sehr deutlich und können uns auch ein Urtheil über die Art ihrer Vermehrung, die augenscheinlich durch fortgesetzte Zweitheilung erfolgt, bilden. Diese Vermehrung im Gegensatz zur Sprossung der Hefe hat den Bacterien den Namen „Spaltpilze" verschafft. — Es ist denkbar, dass uns die in Untersuchung genommene Gallerte nicht runde Coccen, sondern Stäbchen vorgeführt hat (vergl. die Fig. 83 *A* weiter im Text). In den Stäbchen ist eine Zusammensetzung aus kürzeren Gliedern nachzuweisen, dieselbe tritt besonders deutlich hervor, wenn wir eine Jodlösung dem Präparate zusetzen. Die Glieder erscheinen nunmehr

viel kürzer, als wir sie im frischen Zustande gesehen; es werden jetzt eben auch solche Scheidewände markirt, die zuvor unsichtbar waren.

Gewisse Bacterien sind dadurch ausgezeichnet, dass sie auf den der Sporenbildung vorausgehenden Stadien eine stärkeähnliche Substanz in ihrem Körper bilden, welche dann nach Zusatz der Jodlösung sich blau bis violett gefärbt zeigt.

In der Kahmhaut, die sich auf der Oberfläche des Blätterdecoctes gebildet hat (vergl. Fig. 83 *A* weiter im Text), liegt uns auch eine Form der Zoogloea vor. Auch in der Kahmhaut werden nämlich die Zellreihen durch Gallerte zu einer flächenartig entwickelten Haut zusammengehalten. Diese zeigt sich von feinen, wellig gekrümmten, streckenweise parallel verlaufenden, aus Coccen oder, wie gewöhnlich, aus Stäbchen gebildeten Fäden durchzogen. Die Gliederung zu Coccen oder Stäbchen wird wieder nach Zusatz von Jodlösung besonders deutlich. Aus solcher Cultur geschöpftes Material wird uns oft schwärmende Entwicklungszustände vorführen. Namentlich können wir fast sicher sein, solche nach ein bis zwei Tagen in dem über die Erbse gegossenen Wasser aufzufinden. Wir sehen die betreffenden Bacterien in tanzender Bewegung, bald vorwärts, bald rückwärts, nach verschiedenen Richtungen hin durcheinander eilen. Man hat wiederholt äusserst feine Cilien als Ursache dieser Bewegung nachweisen können (Fig. 83 *B*), in anderen Fällen fehlen dieselben.

Untersuchen wir die Kahmhaut solcher Blattdecocte, die schon einige Zeit stehen, so werden wir eventuell die Stäbchen oder Fäden in Sporenbildung begriffen finden (Fig. 83 *C*). Da hat sich der Inhalt der Stäbchen auf einen oder mehrere Punkte concentrirt und rundliche bis ellipsoidische, stark lichtbrechende Gebilde erzeugt, die wie dunklere Körper erscheinen und Dauersporen repräsentiren. Diese bleiben erhalten, während die entleerten Membranen der Stäbchen schliesslich zu Grunde gehen. Im Material aus anderen Culturen werden wir eben so häufig Stäbchen finden, welche nur an einem Ende eine einzige Dauerspore bildeten und hierdurch das Aussehen einer Stecknadel oder Kaulquappe erhielten. Solche Formen sind beispielsweise dem sehr verbreiteten Buttersäure-Bacterien (Clostridium butyricum) eigen.

Da die Bacterien die kleinsten unter den bekannten Organismen sind, so bedarf es zu einem eingehenderen Studium derselben, der stärksten und besten Objective und einer möglichst günstigen Beleuchtung. Als Objective sind hier diejenigen für homogene Immersion besonders zu empfehlen, während die vortheilhaftesten Beleuchtungs-Bedingungen sich mit Hilfe des Abbe'schen Beleuchtungs-Apparates herstellen lassen. Doch auch mit Objectiven für Wasser-Immersion wird man in den allermeisten Fällen auskommen. Die Objective für Wasser-Immersion, so auch diejenigen für homogene Immersion werden wir an unserem bisher benutzten Mikroskop-Stativ anbringen können, nicht so den Abbe'schen Beleuchtungsapparat. Letzterer verlangt, wie schon in der Einleitung (pag. 4) gesagt wurde, eines der grossen Stative.

Der Beobachter der mit einem Objectiv für Wasser-Immersion arbeitet, wird sich Deckgläser von bestimmter, vom Optiker angegebener Dicke (vergl. pag. 3) anschaffen müssen.

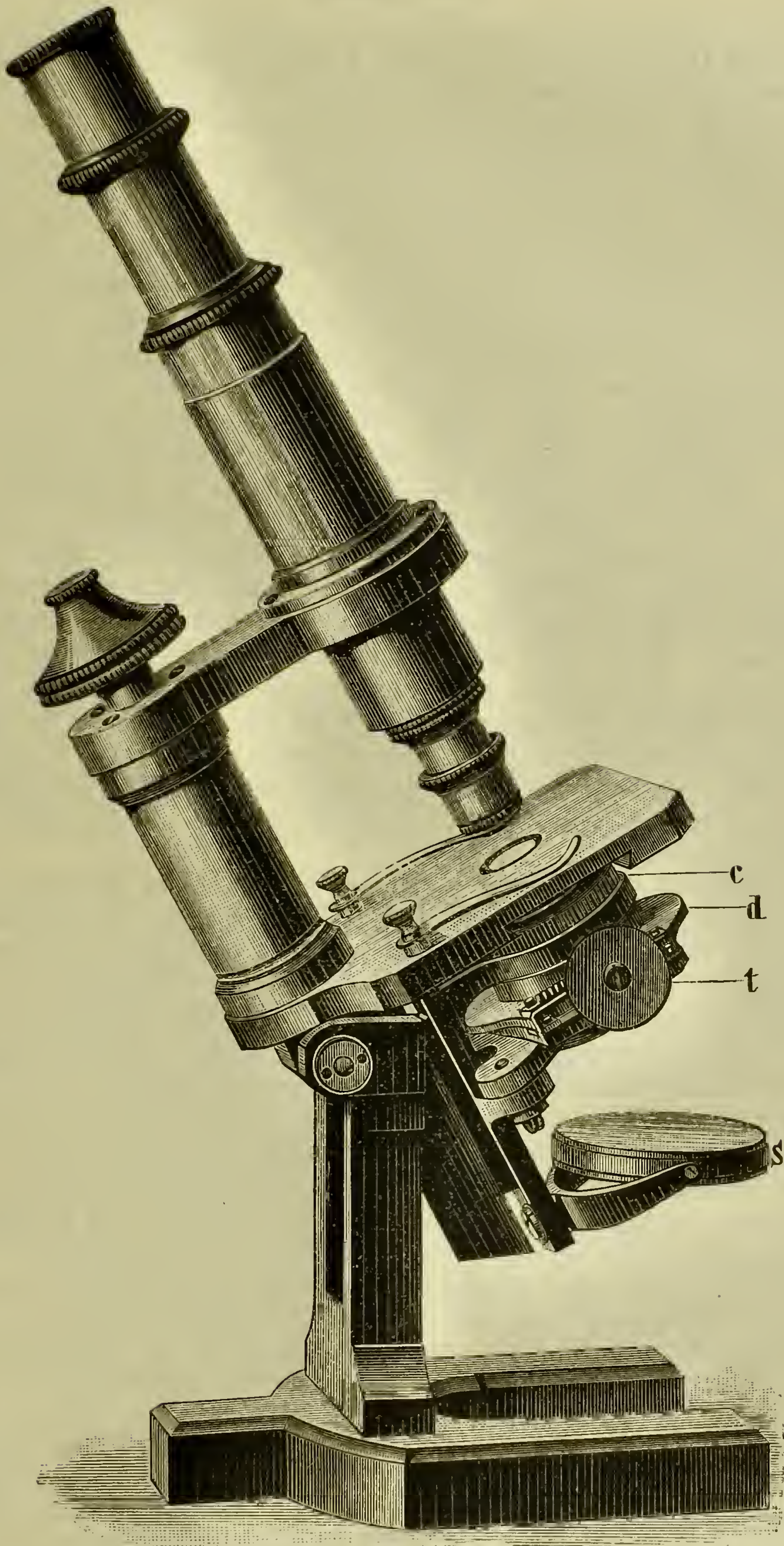


Fig. 81. Stativ Va von Zeiss in $^2/_3$ natürl. Grösse, zum Umlegen, doch ohne drehbaren Oberkörper; mit Abbe'schem Beleuchtungsapparate, *c* Condensor, *d* Diaphragmaträger, *t* Trieb an demselben, *s* Doppelspiegel.

Ist das Objectiv mit Corrections-Fassung versehen, so stellt man, durch Drehung der im oberen Theile des Objectivs angebrachten Corrections-Fassung, das Objectiv auf die entsprechende Deckglasdicke, soweit diese innerhalb der zulässigen Grenzen liegt, ein. Bei den Zeiss'schen Objectiven sind die Stellungen des Ringes für je 0,01 *mm.* Differenz beziffert und ähnlich auch an den entsprechenden Objectiven anderer Optiker. Man bringt einen kleinen Tropfen destillirten Wassers auf die Frontlinse des Objectivs, um dasselbe in Benutzung zu nehmen. Man hat darauf zu achten, dass dieser Wassertropfen während der Beobachtung nicht austrockne; er ist zwischen Deckglas und Objectiv vor Verdunstung übrigens so geschützt, dass er meist mehrere Stunden lang aushält. Bei Verschiebung des Objectträgers ist darauf zu sehen, dass der Immersionstropfen nicht an den Rand des Deckglases gelange und sich mit der Untersuchungsflüssigkeit mische. Sollte dieses trotzdem geschehen sein, so ist das Objectiv sofort zu reinigen und die auf dem Deckglas befindliche Flüssigkeit zu entfernen. Falls ein mit Deckglas bereits bedecktes Object mit dem Wasser-Immersionssystem eingestellt wird und man die Dicke des Deckglases nicht kennt, so ist die Correction, wenn nöthig, während der Beobachtung vorzunehmen. Man dreht, während man beobachtet, den Ring nach der einen und der andern Seite und vergleicht die erzielten Effecte. Da die Corrections-Fassung fast bei allen Optikern so eingerichtet ist, dass die Frontlinse unbeweglich bleibt und nur die oberen Linsen des Systems bewegt werden, so bleibt das Object während der Corrections-Bewegung annähernd eingestellt. Die Correction ist vollzogen, wenn das Bild sich am schärfsten zeichnet.

Die Objective für homogene Immersion sind ohne Correctionsfassung und die Deckglasdicke, innerhalb zulässiger Grenzen, für dieselben fast gleichgiltig. Hier wird auf die Frontlinse des Objectivs ein Tropfen der vom Optiker gelieferten Immersionsflüssigkeit (Cedernholz-Oel oder Fenchelöl mit Ricinusöl) gebracht. Man beschränke sich hierbei auf die kleinste Menge der Immersionsflüssigkeit, die nicht verdunstet und somit während der Beobachtung nicht ersetzt zu werden braucht. Wie bei der Wasserimmersion hat man auch hier darauf zu achten, dass man bei Verschiebung des Objectträgers mit der Immersionsflüssigkeit nicht an den Deckglasrand gelange. Zum Abwischen des Objectivs diene ein sehr reines, oft gewaschenes Leinwandläppchen. Um die Deckgläser zu reinigen, benutzt man am besten ein mit Chloroform befeuchtetes Läppchen. — Da die Objective für homogene Immersion den Wechsel der Oculare sehr gut vertragen, so schaffe man sich eine vollständige Serie derselben an.

Falls dem Beobachter ein grösseres Stativ, z. B. das umstehend abgebildete Va von Zeiss (Fig. 81) und ein Abbe'scher Beleuchtungs-Apparat zur Verfügung steht, so nehme er letzteren gleich in Gebrauch. Um den Abbe'schen Beleuchtungs-Apparat zu befestigen, legt man den Oberkörper des Mikroskopes um (noch mehr als in Fig. 81), entfernt den gewöhnlichen Beleuchtungsspiegel und schiebt in dieselbe Coulisse den in einem Stück construirten, aus dem Condensor (*c*), dem Diaphragmaträger (*d*) und Doppelspiegel (*s*) bestehenden Beleuchtungsapparat an dessen Stelle ein. Der Apparat wird so weit aufwärts geschoben, dass die obere Fläche des Con-

densors nur noch um ein Weniges unter der oberen Fläche des Objecttisches zu liegen kommt (wie in der Figur zu sehen). Hierauf wird der Apparat mit einer oberhalb des Spiegels befindlichen Schraube an der Coulisse fixirt. Von den beiden Spiegeln des Apparates ist der Regel nach der Planspiegel zu benutzen. Den concaven Spiegel soll man hier nur mit ganz schwachen Objectiven verwenden, wenn der Planspiegel nicht das ganze Gesichtsfeld gleichmässig erleuchtet. Man darf von einem speciellen Fall der Bacterienuntersuchungen, der gleich zur Sprache kommen soll, abgesehen, den Abbe'schen Apparat nicht ohne Blendungen benutzen. Die engste Blendung, welche noch hinreichende Helligkeit gewährt, ist in jedem Falle die beste. Um die dem Instrument beigegebenen schwarzen Blendungsscheiben in Gebrauch zu nehmen, dreht man den Diaphragmaträger (*d*), der sich unter dem Condensor befindet, nach der rechten Seite unter dem Tisch hervor, legt eine Blendungsscheibe ein und bringt ihn hierauf wieder in seine Lage. Der Trieb (*t*) am Diaphragmaträger dient dazu, die Diaphragmen aus der centralen Stellung herauszubringen und hierauf kann man sie, da der Diaphragmaträger auch innerhalb seiner Fassung drehbar ist, um die Axe des Mikroskops herumführen. Hierdurch erzielt man schiefe Beleuchtungen, zu denen man aber nur in seltenen Fällen seine Zuflucht nimmt.

Der Abbe'sche Beleuchtungs-Apparat ist so bequem im Gebrauch und gewährt so grosse Vortheile, dass er, namentlich für schwierigere Untersuchungen, nicht genug empfohlen werden kann. Wer übrigens in dem Besitz eines entsprechenden Stativs mit solchem Apparat ist, der sollte letzteren überhaupt bei allen Beobachtungen benutzen. Der Abbe'sche Apparat ist nämlich auch für schwächere Objective mit Vortheil zu verwenden und lässt durch Wechsel der Diaphragmen und Bewegung derselben alle Abstufungen und Modificationen der Beleuchtung zu.

Um bei trübem Wetter mit starken Objectiven oder um überhaupt am Abend mikroskopiren zu können, bedient man sich mit Vortheil einer mit grossem Brenner versehenen Lampe und schaltet zwischen diese und den Spiegel des Mikroskops eine möglichst grosse mit sehr diluirter Lösung von Kupferoxydammoniak erfüllte Schusterkugel ein. Auch das Mikroskopiren am Abend greift wenig die Augen an, sobald nur dafür Sorge getragen wird, dass die Umgebung annähernd eben so hell wie das Gesichtsfeld des Mikroskops erleuchtet sei.

Wie schon erwähnt, werden vornehmlich Methylviolett, Gentianaviolett, Methylenblau, Fuchsin und Vesuvin zum Färben der Bacterien benutzt. Diese Farbstoffe sind am besten in wässrigen Lösungen, die frisch dargestellt oder mindestens frisch filtrirt sein müssen, anzuwenden. Man hält zu diesem Zweck gesättigte, alcoholische Lösungen dieser Farbstoffe bereit und setzt sie dann tropfenweise grösseren Mengen destillirten Wassers hinzu. Nur Vesuvin muss, da es sich in Alcohol verändert, in wässriger Lösung gehalten, dann aber auch vor jeder Benutzung filtrirt werden. — Die in einem flüssigen Medium befindlichen Bacterien breitet man in möglichst dünner Schicht auf dem Deckglase aus und lässt sie bei Zimmertemperatur eintrocknen. Enthält die Flüssigkeit Eiweisskörper oder Schleim, so müssen diese, nach völligem Austrocknen des Präparats,

noch fixirt werden, was durch mehrtägiges Einlegen des Deckglases in absoluten Alcohohl, oder einfacher noch, durch höhere Temperatur, zu erreichen ist. Man lässt zu letzterem Zwecke das Deckglas einige Mal ziemlich rasch eine Gas- oder Spiritusflamme passiren, wobei die mit Bacterien bedeckte Fläche nach oben gekehrt sein muss. Man tingirt, indem man, über das in dieser oder jener Weise vorbereitete Deckglas, welches aber für alle Fälle trocken sein muss, einen Tropfen Farbstoff ausbreitet und ihn 5 bis 10 Minuten einwirken lässt. Oder man färbt in einer Schale, die eine grössere Menge des Farbstoffes enthält, auf welchem man das Deckglas 10 bis 30 Minuten schwimmen lässt. Erwärmen der Flüssigkeit auf 30 bis 60° C. beschleunigt die Operation. Nach vollzogener Tinction wird das Deckglas in destillirtem Wasser abgespült, bei Zimmertemperatur getrocknet, ein Tropfen Terpentinöl, Xylol oder Cedernöl auf dasselbe gebracht und in diesem die Untersuchung vorgenommen. Soll das Präparat dauernd aufbewahrt werden, so entfernt man das Oel mit Fliesspapier und bettet in Dammarlack oder Canadabalsam, die aber in Terpentin, nicht in Chloroform gelöst sein müssen, ein. — Man achte darauf, falls das Präparat später bei homogener Immersion untersucht werden soll, dass der Dammarlack oder Canadabalsam nicht am Deckglasrande hervortrete, denn beide sind in den Immersionsflüssigkeiten löslich, wodurch das ganze Deckglas verunreinigt wird. Diesem Uebelstande, falls er eingetreten sein sollte, lässt sich übrigens dadurch abhelfen, dass man am Deckglasrande, nachdem der Dammarlack, resp. Canadabalsam fest geworden, einen Rahmen von schwarzem Maskenlack aufträgt. Man benutzt hierzu einen feinen Pinsel und sorgt dafür, dass der Maskenlack nicht mehr als nöthig über den Deckglasrand greife.

Liegt eine grössere Bacterien-Form zur Untersuchung vor, so können wir uns auch, mit Hilfe unserer stärksten Objective und der gelungensten Tinctionen, über den Inhalt der Zellen orientiren. Derselbe erscheint als homogenes Plasma, dem feinere oder gröbere Körnchen, die wahrscheinlich aus Fett bestehen, eingebettet sein können. Zellkerne sind auch bei den grössten Formen nicht nachzuweisen. — Nur in ganz seltenen Fällen zeigt sich der Körper der Bacterien im lebenden Zustande gefärbt.

Wir wollen die gesammelten Erfahrungen verwerthen, um eine bestimmte, äusserst kleine Coccen-Art ausfindig zu machen und zwar den Micrococcus Vaccinae Cohn, die Kugelbacterien der Pockenlymphe.[2]) Bringen wir etwas frische Pockenlymphe auf ein Deckglas, lassen sie eintrocknen und tingiren hierauf mit Gentianaviolett, so wird es uns möglich sein, kleine, runde, dunkel gefärbte, einzeln oder paarweise verbundene, auch bei starker Vergrösserung noch punktförmige Coccen zu unterscheiden. Frische Lymphe unter Deckglas und vor Verdunstung geschützt, einige Stunden bei hoher Zimmertemperatur oder besser noch bei 36° C. im Wärmeschrank gelassen, zeigt kürzere oder längere rosenkranzförmige Fäden, respective nach längerer Zeit ganze Coccenhaufen. Solche Haufen bekommt man sofort in einer Lymphe zu sehen, die in Glascapillaren aufbewahrt wurde, wo diese Haufen als kleine Flocken sich schon mit dem blossen Auge erkennen lassen. Diese Coccen sind es, die durch Impfung in den menschlichen Körper eingeführt werden, sich dort ver-

mehren, die sogenannten Kuhpocken hervorrufen und aus unbekannten Gründen den Körper immun gegen Menschenpocken machen.

Stehen uns im Wasser faulende Algen, vornehmlich Spirogyren und Vaucherien zur Verfügung, so schöpfen wir jetzt von dieser Flüssigkeit und finden ziemlich sicher in derselben bewegliche, äusserst dünne Schrauben (Fig. 82). Diese korkzieherförmig gewundenen, flexilen Fäden bewegen sich rasch im Wasser. Sie drehen sich um ihre Axe und krümmen sich gleichzeitig hin und her. Einzelne stehen plötzlich still, dann eilen sie wieder weiter. Die unter solchen Umständen aufgefundenen Schrauben dürften aller Wahrscheinlichkeit nach zu Spirochaete plicatilis, der Sumpf-Spirochaete gehören. Lässt man diese Spirochaeten eintrocknen und färbt sie hierauf, so sieht man dass sie nicht einzellig sind, sondern aus aufeinanderfolgenden Gliedern bestehen, die je nach Umständen länger oder kürzer erscheinen können.



Fig. 82. Spirochaete plicatilis, zum Theil nach Anilinfärbung, die Gliederung in Stäbchen zeigend. Vergr. 540.

An denselben faulenden Algen oder an Theilen sonstiger faulender Wasserpflanzen, oder an anderen entsprechenden Substraten, sieht man häufig angewachsene feine Fäden die zur Beggiatoa alba (Vauch.) gehören.[3]) Besonders verbreitet sind diese Bacterien im Wasser das Abfälle von Fabriken aufnimmt, und in Schwefelthermen. Sie überziehen dort oft mit einer schmutzig-weissen Decke die Schlammmassen des Bodens. Sie gehören zu den grössten Bacterien und können schon bei relativ schwacher Vergrösserung unterschieden werden. Die Fäden haben wechselnde Dicke (von 0,001—0,005 *mm.*), sind angewachsen oder auch frei, die freien aber nur Theile der angewachsenen. Eine Gliederung der Fäden in kürzere oder längere Stäbchen ist mehr oder weniger deutlich; der Inhalt der Zellen ist meist durch eine grössere oder geringere Anzahl stark lichtbrechender Körner ausgezeichnet. Lassen wir das Präparat eintrocknen und fügen Schwefelkohlenstoff hinzu, so werden die Körnchen gelöst; sie bestehen aus Schwefel. Bei sehr schwefelreichen Fäden ist die Gliederung ganz undeutlich und tritt erst nach Anilintinction, eventuell nach dem Erhitzen in Glycerin oder schwefligsaurem Natron hervor. Durch das Glycerin werden die Körnchen zum Theil, durch das schwefligsaure Natron vollständig gelöst. Die Fäden können durch fortgesetzte Quertheilung in Coccen zerfallen und es ist beobachtet worden, dass bei dickeren Fäden sogar eine senkrechte Theilung der Zellen in Quadranten auf diese Quertheilung folgen kann. Auch schwärmende Coccen, Stäbchen und Schrauben sind als Entwicklungszustände bei Beggiatoa beobachtet worden. Die festsitzenden Fäden können in ihrem oberen Theile schraubenförmig gekrümmt sein. Die geraden wie die schraubigen Fadenfragmente der Fäden sind flexil und führen kriechende Bewegungen aus. — Die Beggiatoen zerlegen die Schwefelverbindungen der von ihnen bewohnten Gewässer, sie veranlassen so eine mehr oder weniger reichliche Entbindung von Schwefelwasserstoff.

Wir wollen noch ein anderes Object ins Auge fassen, das Coccen, Stäbchen und Schrauben gleichzeitig vereinigt und auch die Fadenform zeigt. Es soll uns hierzu der weisse Beleg der Zähne dienen. Wird ein wenig im Wassertropfen vertheilt und bei möglichst starker Vergrösserung untersucht, so fallen uns lange, scheinbar ungegliederte Fäden, Stäbchen verschiedener Länge, schraubenförmige Spirochaeten und auch kleine zusammengedrängte Coccen auf. Neuerdings ist nun nachgewiesen worden,[4]) dass alle diese Formen als Entwicklungszustände zu demselben Spaltpilze, der Leptothrix buccalis Robin. gehören. Dieselbe lebt als Saprophyt auf der Schleimhaut und im Zahnbeleg, kann unter bestimmten Bedingungen aber auch zum Parasiten werden, dringt ins Zahngewebe ein und ruft die Zahncaries hervor. — Wird das Präparat mit Jodlösung behandelt, so zeigen sich die langen Fäden aus längeren oder kürzeren Stäbchen zusammengesetzt. Die zusammengeballten Coccen treten deutlich in ihren einzelnen Elementen hervor. Diese Coccen fehlen wohl nie, wenn es auch fraglich erscheint, ob sie immer zu Leptothrix selbst gehören.

Ueberhaupt haben die Untersuchungen der letzten Zeit gezeigt, dass die früher, ihrer äusseren Form nach, als Micrococcus, Bacterium, Bacillus, Vibrio, Spirillum, Spirochaete u. s. w. unterschiedenen Gattungen und Arten[5]) in den Formenkreis einer und derselben Species gehören können.[6]) Hiernach gebraucht man heute diese Bezeichnung nur noch, um eine gegebene Entwicklungsform zu bezeichnen und nennt: Coccen, die kugeligen oder ellipsoidischen Gebilde; Stäbchen, Fäden und Schrauben die entsprechend gestalteten. Die kurzen Stäbchen werden als Bacterien von den langen Bacillen unterschieden; die einfachen Fäden als Leptothrix von der verzweigten Cladothrix; die Schrauben mit relativ bedeutendem Durchmesser der Windungen und grösserer Fadendicke, heissen Spirillen, oder, wenn sie Schwefelkörner führen, Ophidomonaden; Schrauben mit gestreckten Windungen, Vibrionen; sehr dünne Schrauben mit geringem Durchmesser und auch geringer Höhe der Windungen, Spirochaeten; bandartige, zugespitzte Schrauben, Spiromonaden; flexile Schrauben, deren beide Enden sich in einander zurückwinden, Spirulinen.[7])

Wie wir bei Betrachtung der Spaltalgen gesehen hatten, sind auch diese durch eine ähnliche Mannigfaltigkeit der Gestaltung auf verschiedenen Entwicklungszuständen ausgezeichnet, und der Vergleich der Bacterien mit jenen Spaltalgen führt in der That zu der Annahme einer nahen Verwandtschaft dieser Organismen. Wir haben auch bei den Spaltalgen Coccen, Stäbchen, Fäden und Schraubenformen kennen gelernt. Auch Bewegungserscheinungen traten uns dort entgegen und selbst in der Resistenzfähigkeit gegen hohe Temperaturen nähern sich die Spaltalgen den Spaltpilzen. Die ersten Pflanzen, die sich in heissen Quellen zeigen, sind Spaltalgen; freilich resistiren sie nicht so hohen Temperaturen wie z. B. die Sporen des Heubacteriums, deren Keimfähigkeit durch zeitweises Kochen nur erhöht zu werden scheint. Auch in dem Bau ihres Zellleibes stimmen Spaltalgen und Spaltpilze überein, denn beide Gruppen entbehren der Zellkerne und der geformten Chromatophoren. Hierzu kommt

noch die vegetative Vermehrung, die beiden Abtheilungen ihren Namen verlieh. Das Alles lässt uns die Spaltpilze als farblose, oder doch eines die Kohlenstoff-Assimilation ermöglichenden Farbstoffes entbehrende Abtheilung der Spaltalgen betrachten, die mit den Spaltalgen zu der Classe der Spaltpflanzen, Schizophyta, zusammenzufassen ist.

Der neuerdings[8]) als Ursache der Tuberculose im Sputum der Phthisiker erkannte Bacillus tuberculosis ist stets unbeweglich, sehr klein, etwas an den Enden zugeschärft, hin und wieder mit 4 bis 6 Körnern, die als Sporen angesehen werden, im Innern. Dieser Bacillus zeichnet sich durch ein besonderes Verhalten bei der Tinction aus, die es ermöglicht ihn von anderen Bacillen zu unterscheiden. Man breitet auf einem Deckglas die zu prüfende Substanz möglichst flach aus, und lässt sie bei Zimmertemperatur eintrocknen. Dann wird das vorhandene Eiweiss fixirt, indem man das Präparat drei bis vier Mal durch eine Spiritus- oder Gasflamme führt. Man sättigt hierauf mit Phenylamin, dem Anilin (auch Anilinöl genannt), eine Wassermenge, indem man letztere mit einem Ueberschuss dieses Körpers schüttelt. Man filtrirt durch ein zuvor mit destillirtem Wasser angefeuchtetes Papier und setzt zu der Flüssigkeit tropfenweise eine gesättigte alcoholische Fuchsin- oder Methylviolett-Lösung hinzu, bis dass sie zu opalisiren anfängt. Man lässt nun das Deckglas einen Viertel- bis einen halben Tag, ohne Nachtheil auch länger, auf dieser Flüssigkeit schwimmen. Die Färbung gelingt am besten, wenn die Lösung bis auf 40 bis 50 ^{0} C. erwärmt wird, die Einwirkung hat dann nur eine halbe bis eine ganze Stunde zu dauern. Hierauf wird das Deckglas mit dest. Wasser abgespült und auf 3 bis 5 Minuten in eine Lösung von 3 Theilen Salpetersäure und 100 Theilen Alcohol gelegt. Diese entfärbt das ganze Präparat mit Ausnahme der Tuberkelbacillen wenn solche vorhanden sind. Das Präparat wird hierauf in Alcohol entwässert, in Nelkenöl untersucht, hierauf eventuell das letztere mit Fliesspapier entfernt und nun in Dammarlack oder Canadabalsam ein Dauerpräparat hergestellt. Die Untersuchung des Präparats kann aber auch in Wasser vorgenommen werden. Derartig gefärbte Tuberkelbacillen sind schon bei 300 facher Vergrösserung sichtbar.[9]) — Viele andere Methoden sind ausserdem noch zur Färbung der Tuberkelbacillen vorgeschlagen worden, von denen nur einige, die gewisse Vortheile gewähren, hier berührt werden sollen.[10]) Es werden 4 *gr.* Anilinöl in 24 *gr.* 40 ^{0} Alcohol, der schwefelsaures Rosanilin oder Methylviolett *BBBBB* in Lösung hält, hinzugefügt. Die Lösung wird hierauf zur Hälfte mit destillirtem Wasser verdünnt. Die Flüssigkeit muss filtrirt werden und darf nicht zu lange stehen. Mit dieser Flüssigkeit werden die auf dem Deckglase befindlichen nach der vorigen Methode getrockneten Bacillen tingirt, dann das Präparat sehr sorgfältig in destillirtem Wasser ausgewaschen. Will man ausser den Bacillen auch die Grundsubstanz im Präparat färben, so behandelt man dasselbe hierauf, noch bevor das Deckglas abgetrocknet ist, mit wässrigem Anilinblau, oder mit Vesuvin, oder mit Grenacher'schem Carmin. Die Tuberkelbacillen unterscheiden sich dann scharf von etwa andern im Präparat gleichzeitig vorhandenen Bacterien.

Es lassen sich die Tuberkelbacillen auch mit Methylviolett allein

tingiren, wenn man ihnen nur die nöthige Zeit hierzu lässt.[11]) Werden Schnitte der mit absolutem Alcohol (resp. Chromsäure und dann abs. Alcohol) gehärteten Gewebe in eine Methylviolettlösung, die durch Eingiessen von 4 bis 5 Tropfen der concentrirten Lösung in ein kleines Uhrschälchen mit destillirtem Wasser gewonnen wurde, eingelegt, so färben sich nach 12 bis 24 Stunden bei Zimmertemperatur auch die etwa vorhandenen Tuberkelbacillen. Dasselbe geschieht in 10 bis 20 Minuten bei 50° C. Man wäscht hierauf die Schnitte mit destillirtem Wasser aus, legt sie auf 5 Minuten in absol. Alcohol, hierauf auf 15 bis 20 Minuten in eine 1 % essigsaure Lösung von Bismarckbraun, dann wieder auf 5 Minuten in absol. Alcohol, dann in Nelkenöl und bettet in Canadabalsam ein, wobei der Canadabalsam chloroformfrei sein muss. Die Tuberkelbacilen erscheinen als intensiv blau gefärbte Stäbchen auf braunem Grunde, andere Bacterien, falls vorhanden, verlieren den blauen Farbstoff und nehmen mehr oder weniger ausgesprochene, braune Färbung an. Viel schneller sind die Trockenpräparate auf Deckglas zu färben. Bei stärker gesättigter Methylviolettlösung bekommt man bei Zimmertemperatur, in ½ bis 1 Stunde, ziemlich intensive Färbung. Man wäscht hierauf 1 Minute in absol. Alcohol und lässt 5 Minuten eine concentrirte Bismarckbraun-Lösung einwirken; spült im Wasser ab, trocknet und bettet ein wie zuvor. Während die Tuberkelbacillen auch an eingetrockneten Deckglaspräparaten und bei concentrirter Methylviolettlösung erst nach ¼ bis ½ Stunden sich leicht anfärben, werden alle übrigen Bacterien sofort intensiv tingirt.

Auch für andere in Flüssigkeiten befindliche Bacterien hat man Doppelfärbungen angewandt. Nach einer dieser Methoden[12]) wird die auf dem Deckglas ausgebreitete Flüssigkeit getrocknet und mit Osmiumsäure-Dämpfen, respective einer 0,5 % Chromsäurelösung fixirt. Man wäscht hierauf mit destillirtem Wasser ab, und tingirt meist eine halbe bis eine Stunde lang mit 0,001 % Anilingrün. Dann wird wieder 24 bis 40 Minuten lang mit destillirtem, schwach angesäuertem Wasser gewaschen, um die Gewebselemente zu entfärben. Nach abermaligem Waschen in destillirtem Wasser setzt man das Präparat einige Minuten lang einer schwachen Lösung von Pikrocarmin aus. Noch einmal wird gewaschen, das Präparat mit absolutem Alcohol oder einfach durch Eintrocknen entwässert, endlich, wenn nöthig, mit Nelkenöl aufgehellt und in Canadabalsam eingeschlossen.

Um die Bacterien im Innern der Gewebe zu studiren, ist es am vortheilhaftesten, letztere durch einen mindestens ein- bis zweitägigen Aufenthalt in absolutem, oder doch wenigstens 90 bis 95° Alcohol zu härten. Zur Färbung der Bacterien kommen auch hier die uns bereits bekannten Farbstoffe in Betracht. Das Gewebe der mit Gentianaviolett oder Methylviolett tingirten Präparate wird in starkem, mit einer Spur Kalilauge versetzten Alcohol vollständig entfärbt, während die Bacterien die Farbe festhalten. Ein ähnlicher Effect lässt sich durch ein höchstens eine halbe Minute langes Einlegen der Präparate in Pikrinsäure erreichen, wobei das Gewebe zugleich gelbe Färbung annimmt. Nach Entfärbung des Gewebes in Alcohol, lässt sich letzteres mit Jodgrün, Methylgrün, Eosin, Magdala, Säurefuchsin und anderen Farbstoffen, die von den Bacterien nicht aufgenommen werden, wieder tingiren.[13]) — Gute Doppelfärbungen sind

auch mit Gentianaviolett und Pikrocarmin[14]) zu erreichen. — Die besten Dienste leistet aber in den meisten Fällen eine Lösung von Gentianaviolett in Anilinwasser.[15]) Man stellt sich letzteres in der pag. 171 angegebenen Weise her und löst trockenes Gentianaviolett bis zur Sättigung in demselben auf, oder fügt eine gesättigte alcoholische Lösung von Gentiana-violett (5 Theile derselben auf 100 Theile Anilinwasser) hinzu. Man filtrirt vor jedesmaligem Gebrauch. Die Lösung kann sich monatelang halten. Die Schnitte werden einige Minuten lang mit der Lösung behandelt, dann kommen sie auf 1—3 Minuten in dünne Jodjodkaliumlösung (1 Theil Jod, 2 Theile Jodkalium auf 300 Theile dest. Wasser), dann in absoluten Alcohol. Der Alcohel färbt sich purpurroth, während die Schnitte fast farblos werden. Man hellt sie in Nelkenöl auf und bettet in Canadabalsam der in Xylol gelöst ist, ein. Die Gewebe erscheinen jetzt entfärbt, die Bacterien dunkelblau tingirt. Gewisse Bacterien (so Typhusbacillen, auch die Coccen in manchen Fällen der Pneumonie) werden entfärbt bei diesem Verfahren und unterscheiden sich dadurch von den meisten anderen Bacillen. — Instructive Färbungen erhält man auch mit Safranin an Schnitten, die in Alcohol oder Chromsäure gehärtet waren.[15]) Man mischt zu gleichen Theilen eine concentrirte wässrige und eine concentrirte alcoholische Safraninlösung und lässt die Schnitte eine halbe Stunde in dieser liegen, wäscht hierauf die Schnitte ein wenig in Wasser, einige Minuten in absolutem Alcohol aus, überträgt dann in Terpentinöl und legt in Canadabalsam ein.

Für das Aufsuchen von Bacterien in Geweben, nach vollzogener Tinction derselben, lässt sich mit grossem Vortheil der Abbe'sche Beleuchtungs-Apparat und zwar in ganz bestimmter Weise verwenden.[17]) Es wird nach Einstellung des Präparats das Diaphragma vollständig entfernt, so dass der die ganze Objectivöffnung erfüllende Beleuchtungskegel zur Verwendung kommt. Dabei verschwinden die Abbildungen aller nicht gefärbten, nur durch Unterschiede in dem Brechungsvermögen unterscheidbaren Theile mehr oder weniger vollständig, während die gefärbten, Licht absorbirenden Körper sichtbar bleiben.

Nachdem wir uns so mit verschiedenen Entwicklungsformen und Untersuchungs-Methoden bekannt gemacht haben, wollen wir jetzt auch die Culturmethoden, die bei Züchtung der Bacterien in Betracht kommen, kennen lernen, ein ganz bestimmtes Bacterium uns züchten und auch dessen ganze Entwicklung verfolgen. Wir übergiessen zu diesem Zwecke trocknes Heu[18]) mit möglichst wenig Brunnenwasser und lassen den Aufguss vier Stunden lang in einem Wärmeschrank bei der constanten Temperatur von 36 ^{0} C. stehen. Hierauf giessen wir den Extract ab, ohne zu filtriren und verdünnen ihn, grösserer Sicherheit wegen, wenn er zu concentrirt sein sollte, bis zum specifischen Gewichte von 1,004. Hierauf bringen wir die Flüssigkeit in einen Kolben, der über 500 *ccm.* fasst, der Kolben wird oben mit Watte verstopft und hierauf die Flüssigkeit eine Stunde lang bei geringer Dampfentwicklung gekocht. Dann bleibt sie bei 36 ^{0} C. stehen. Nach Ablauf von ein bis anderthalb Tagen ist auf der Oberfläche der Flüssigkeit eine zarte, graue Haut, die Kahmhaut, gebildet, sie besteht aus der Zoogloea von B a c t e r i u m s u b t i l e (Ehrb.), des Heu-

pilzes oder Heubacteriums. Wir haben die Eigenschaft der Sporen dieses Bacteriums, selbst die Siedhitze längere Zeit auszuhalten, benutzt, um eine Reincultur von demselben zu erlangen. Die Bacterien sind überhaupt durch ihre Resistenzfähigkeit gegen hohe Temperaturen ausgezeichnet, der Heupilz steht in dieser Beziehung aber obenan. — Von der erhaltenen Kahmhaut übertragen wir nunmehr ein wenig mit entsprechender Flüssigkeitsmenge auf den Objectträger und untersuchen das Object mit den stärksten Vergrösserungen, die uns zur Verfügung stehen. Wir finden die Kahmhaut gebildet aus langen, gegliederten, wellig verlaufenden, parallel zu einander orientirten Fäden. Die Fäden verharren grösstentheils in ihrer Lage, weil sie durch eine, nicht sichtbare Gallerte zusammengehalten werden (Fig. 83 *A*). Die Fäden bestehen aus cylindrischen Stäbchen, die verschieden lang sind, im Allgemeinen aber zwei bis drei Mal so lang als breit. Die Substanz der Stäbchen erscheint homogen, ziemlich stark lichtbrechend, farblos. Selbst bei stärkster Vergrösserung ist eine anderweitige Structur nicht zu erkennen. Mit Chlorzinkjodlösung werden die Stäbchen ihrer ganzen Masse nach



Fig. 83. Bacterium subtile. *A* die Kahmhaut; *B* schwärmende Stäbchen; *C* die Sporenbildung. *A* 500, *C* 800, *B* 1000 Mal vergrössert.

braungelb gefärbt und sehr deutlich. Die Bilder sind schöner als die mit andern Jodlösungen erhaltenen. Dabei erscheinen die Glieder der Fäden im Allgemeinen kürzer als im frischen Zustande, weil jetzt alle Grenzen sichtbar werden. Um die Stäbchen scharf hervortreten zu lassen, können wir sie nach der uns schon bekannten Methode mit Fuchsin, Methylviolett, Gentianaviolett oder Vesuvin färben und bewahren sie eventuell als Dauerpräparate in Canadabalsam oder Dammarlack auf. Mit Vortheil lässt sich auch Pikrinschwefelsäure oder Nigrosin-Pikrinsäure zum Fixiren und Tingiren der Präparate benutzen.

Stellen wir einzelne Partien einer übertragenen Kahmhaut bei etwa 1000facher Vergrösserung ein, so können wir die Theilung der Stäbchen direct sehen.[19]) Am besten ist es, das betreffende Fadenstück mit Hülfe der Camera in kurzen Intervallen zu zeichnen und die eingetretenen Veränderungen an der Zeichnung zu controlliren. Sind noch hinreichende Nährstoffe in der Beobachtungsflüssigkeit vorhanden, so theilen sich die

einzelnen Stäbchen alle halbe bis anderthalb Stunden. Je höher die Zimmertemperatur, um so schneller die Theilungen. Die Stäbchen nehmen an Länge zu, ohne dünner zu werden; haben sie aber ein bestimmtes Maass erreicht, so tritt in ihrer Mitte eine sich dunkel zeichnende Scheidewand auf, worauf die beiden Stäbchenhälften sich bald von einander trennen. Dieser Theilungsvorgang erklärt die Anordnung der Stäbchen und Fäden; er erklärt auch den welligen Verlauf der Fäden, die intercalar an allen Punkten wachsen und bei verhinderter Längsdehnung sich seitlich krümmen müssen. Aus diesem Grunde zeigt schliesslich die ganze Kahmhaut eine dem blossen Auge sichtbare Faltung. — Wir übertragen jetzt ein wenig Kahmhaut in eine feuchte Kammer, um sie in einem suspendirten Tropfen zu beobachten. Wir wollen uns hierbei der einfachst möglichen feuchten Kammer, nämlich eines kleinen Papprahmens, bedienen. Aus mässig dicker Pappe wird ein solcher Papprahmen, dessen inneres Lumen etwas kleiner als dasjenige des zu benutzenden Deckglases ist, dessen äusserer Umriss nicht die Breite des Objectträgers übersteigt, geschnitten. Dieser Rahmen wird in Wasser geworfen, wo er sich vollsaugt, und dann auf den Objectträger gelegt. Ein Deckglas erhält hierauf in der Mitte einen flach auszubreitenden Tropfen der Culturflüssigkeit, in welche das zu untersuchende Object übertragen wird. Das Deckglas dreht man mit rascher Wendung um und legt es, mit nach unten gekehrtem Tropfen, auf den Papprahmen. Hält die Beobachtung länger an, so bringt man von Zeit zu Zeit einige Wassertropfen auf den Papprahmen, damit es nicht austrockne. Unterbricht man die Beobachtung, so kann man das Präparat in einer grösseren feuchten Kammer vor Verdunstung schützen. Soll eine bestimmte Stelle im Präparat wiedergefunden, der Objectträger somit in seine ursprüngliche Stellung zurückgebracht werden, so contourirt man ihn am besten mit dem Bleistift auf dem Objecttische. — Sind die Nährstoffe des Tropfens erschöpft, so steht die vegetative Zweitheilung still und es beginnt alsbald die Sporenbildung. Nach Ablauf von sechs bis acht Stunden sind dann in den Fäden, in wenig gleichen Abständen, ellipsoidische, stark lichtbrechende Sporen vorhanden (Fig. 82 *C*). Die Fäden erscheinen im übrigen entleert, nur farblose Hüllen verbinden die Sporen. An einzelnen Stellen des Präparats findet man sicher die Sporen noch in Bildung. Sie zeigen sich als stärker das Licht brechende Substanzansammlungen in dem Verlauf jedes Stäbchens und zwar meist gegen dessen Mitte. Die Ansammlung wird immer stärker, während sich das Stäbchen entleert und schliesslich ist die Bildung der Spore vollendet. Lässt man die Cultur einige weitere Stunden stehen, so sind die Hüllen der Stäbchen undeutlich geworden und nach Ablauf eines Tages etwa, erscheinen die Sporen frei, auf den Grund des Tropfens gesunken. Mit Gentianaviolett werden sie sehr stark gefärbt, reagiren überhaupt auch mit andern färbenden Mitteln ebenso, nur noch intensiver wie die Stäbchen. — Die Sporen keimen sehr leicht wenn sie in frische Nährstofflösung übertragen werden; langsamer bei Zimmertemperatur, schneller bei 30° C. Am besten ist es, sie fünf Minuten lang zu kochen und langsam abzukühlen. Dann kann man schon nach zwei bis drei Stunden die Anfänge der Keimung sehen.[20]) Die Sporenmembran wird einseitig geöffnet,

der Keimling beginnt hier hervorzutreten und streckt sich allmählich zum Stäbchen aus. Sein hinteres Ende bleibt in der Sporenhaut stecken. Es vergehen etwa zwölf Stunden, bis sich das Stäbchen zum ersten Mal theilt. In der Zwischenzeit dargestellte Präparate vereinigen alle Keimungsstadien. Meist sieht man die ausgekeimten Stäbchen sich alsbald in Bewegung setzen, sie treten in das Schwärmstadium ein. Ein solches schwärmendes Stäbchen führt an seinem hinteren Ende noch die Sporenhaut mit sich. Die Zahl der Schwärmer wird durch fortgesetzte Theilung immer grösser und sie erfüllen die ganze Flüssigkeit vor Beginn der Kahmhautbildung. Dann erst sammeln sich die Schwärmer an der Oberfläche der Flüssigkeit, kommen hier zur Ruhe und erzeugen die Kahmhaut. Die Schwärmer zeigen ungleiche Länge und bestehen dementsprechend aus einer verschiedenen Anzahl von Gliedern (Fig. 82 *B*). Ihre Bewegung ist eine schlangenartig tanzende. Wir lassen die schwärmerhaltige Flüssigkeit auf dem Deckglase eintrocknen und tingiren die Schwärmer dann in der auf S. 167 angebenen Weise.[21]) Die Schwärmer besitzen an beiden Enden eine Cilie, deren Nachweis nicht eben leicht ist.[22])

Die Züchtungsversuche mit Bacterien werden vornehmlich in Kölbchen, Eprouvetten, oder in sogenannten Saftgläschen[23]) ausgeführt. Manche Culturen nimmt man direct auf dem Objectträger vor. Objectträger, Gefässe und alle sonst benutzten Utensilien sind zu sterilisiren. Dies erreicht man, indem man dieselben rasch durch eine Spiritus- oder Gasflamme führt, oder sie vor Beginn des Versuches in absoluten Alcohol legt, der rasch nach dem Herausnehmen verdunstet. Die für die Culturen benutzten Nährstofflösungen werden in den benutzten Gefässen, die mit einem Wattepfropfen verschlossen und mit doppelter Lage von Fliesspapier oder Leinwand überbunden sind, gekocht. Dass ein einstündiges Kochen zur Tödtung der Keime nicht immer genügt, konnten wir bei der Cultur des Bacterium subtile sehen. — Die Verunreinigungen der Culturen rühren im Allgemeinen nicht aus der Luft her, sondern von den nicht vollkommen sterilisirten Gefässen. Die Gefahren der Infection bei zeitweiligem Oeffnen der Gefässe zum Zwecke der Aussaat sind bei Weitem nicht so gross als diejenigen, welche von den nicht völlig sterilisirten Gefässen selbst herrühren.[24]) — Bei Massenculturen zur Gewinnung reinen Aussaatmaterials werden hier verschiedene Methoden befolgt. 1) Die Methode der fractionirten Cultur[25]). Dieselbe basirt auf der Erfahrung, dass von mehreren Spaltpilzen einer in der Nährstofflösung schliesslich die Oberhand gewinnt. Wird nun aus einer so weit gediehenen Cultur ein wenig in eine zweite pilzfreie Lösung übertragen und nach entsprechender Zeitdauer aus dieser in eine dritte u. s. f., so hat man Chancen, schliesslich ganz reine Cultur zu erhalten, und zwar wird derjenige Spaltpilz zuletzt übrig bleiben, der unter den gegebenen Bedingungen sich schneller vermehrt. 2) Die Verdünnungsmethode.[26]) Ist der zu züchtende Spaltpilz in überwiegender Zahl vorhanden, so ergiebt diese Methode meist sehr gute Resultate. Man verdünnt die spaltpilzhaltige Flüssigkeit mit pilzfreiem Wasser so lange, bis nach ungefährer Schätzung nur noch ein Spaltpilz auf einen Tropfen Flüssigkeit kommt. Ist nun, wie gesagt, der zu züchtende Pilz in weit überwiegender Zahl vorhanden und werden eine Reihe mit Nähr-

stofflösung beschickter Gefässe mit je einem Tropfen der pilzhaltigen Lösung inficirt, so sind alle Chaneen da, in der Mehrzahl der Gefässe reine Culturen zu erhalten. 3) Die Gelatine-Cultur [27]). Es wird die Nährstofflösung mit Gelatine versetzt, so dass sie bei etwa 30 bis 35° C. noch flüssig, bei tieferer Temperatur aber fest wird. Für Culturen bei 30 bis 40° C. ist hingegen das auch dann noch fest bleibende Agar-Agar zu empfehlen. Ein Tropfen solcher flüssig gemaehter Nährgelatine wird flaeh auf dem Objeetträger ausgebreitet und erstarrt dort. Vermittelst einer Nadel, deren Spitze man in die spaltpilzhaltige Flüssigkeit tauehte, wird die Gelatine geritzt (geimpft) und das Präparat hierauf unter eine mit Wasser abgesperrte Culturgloeke gesetzt. Die wenigen Spaltpilze, die in einen Impfstrich gelangen, vermehren sich dort, lassen zum Theil directe entwicklungsgeschichtliche Beobachtungen zu und geben leieht controlirbares Material für Masseneulturen. Statt Gelatine wird neuerdings aueh Serum von Rinder- oder Sehafblut angewandt. [28]) Dasselbe, rein gewonnen, wird zum Zweck der Sterilisirung, in Reagensgläsehen, mit Wattepfropfen verschlossen, etwa 6 Tage nach einander, täglich eine Stunde lang auf 58° C. erwärmt. Dann folgt noeh für mehrere Stunden eine Erwärmung bis auf 65° C., die so lange andauert, bis das Serum erstarrt ist. Diese bernsteingelbe, durehscheinende Masse theilt mit Agar-Agar den Vorzug, dass sie bei Brüttemperatur gehalten werden kann.

Ob eine in Nährstofflösung geführte Spaltpilzcultur rein ist, kann man in den meisten Fällen schon makroskopiseh daran feststellen, dass die Flüssigkeit gleichmässige Trübung oder gleichmässige Hautbildung an der Oberfläche, gleichmässige Wolkenbildung am Boden, eventuell gleichmässige Färbung oder auch gleiehmässige Gallertbildung zeigt. Ebenso ist Reinheit einer Cultur anzunehmen, in der eine stürmisehe Gährung oder intensive Fäulniss vor sieh geht. [29])

Anmerkungen zum XXI. Pensum.

[1]) Für die hier folgenden Angaben vergl. Zopf, die Spaltpilze; dort die übrige Litteratur. Für die Tinctionen hielt ich mich vornehmlich an Hoyer, Gazeta lekarska, 1884. Apparate zur Cultur der Bacterien nach R. Koch liefern Dr. Müncke in Berlin, Louisenstr. 58, und Rundorff in Berlin, Louisenstr. 47.

[2]) Cohn, Beitr. d. Biol., Bd. I, p. 161; Zopf, l. c., pag. 92.

[3]) Engler, Bericht der Commission zur Erf. d. deut. Meere, 1881; Zopf, die Spaltpilze, pag. 13, 75 ff., dort auch die Litteratur.

[4]) Vergl. auch hier wieder Zopf, l. c., pag. 80.

[5]) Vergl. Cohn, Beiträge zur Biologie, Bd. I, pag. 125.

[6]) Vergl. die Litteratur hierzu in Zopf, die Spaltpilze, 1883.

[7]) Zopf, l. c., pag. 5.

[8]) Von R. Koch, Berliner klinische Wochenschrift, 1882, pag. 221.

[9]) Vergl. hierzu auch C. Friedländer, Mikr. Technik, II. Aufl., pag. 53.

[10]) Van Ermengem, Bull. d. séances de l. soc. belge de microsc., 29 juillet 1882. pag. CLI.

[11]) Baumgarten, Zeitschr. f. wiss. Mikrosk., Bd. I, pag. 53, 54, 57.

[12]) Nach Soubbotine, Arch. de phys. norm. et path. T. XIII, 1881, pag. 477.

[13]) Nach Hoyer, l. c.

[14]) Weigert, Virchow's Archiv, Bd. LXXXIV, pag. 201; Firket in Bizzozero's franz. Uebers. des Manuel de micr. clin., pag. 314.

[15]) Gram, Fortschr. d. Med. 1884. pag. 185.

[16]) Victor Babes, Archiv f. mikr. Anat., Bd. XXII, pag. 359 u. 361.

[17]) Von R. Koch eingeführt; Unters. über Aet. d. Wundinfectionskrankheiten. Leipzig 1878.

[18]) Nach einer von Roberts und Buchner empfohlenen Methode; vergl. Zopf, die Spaltpilze, pag. 57, auf welches Werk ich überhaupt als Quelle für die übrige Litteratur verweise.

[19]) Vergl. Brefeld, Schimmelpilze, Heft IV, pag. 38.

[20]) Brefeld, l. c., pag. 43.

[21]) Vergl. Koch, in Cohn's Beitr. z. Biolog, Bd. II, pag. 402.

[22]) Brefeld, l. c., pag. 40.

[23]) Buchner, in Naegeli's Unters. üb. niedr. Pilze, pag. 192, dort die Abbildung des Saftgläschens.

[24]) Buchner, Stzber. d. bair. Ak. d. Wiss., 1880, pag. 381 u. in Naegeli's Unters. über niedr. Pilze, pag. 159.

[25]) Von Klebs eingeführt; Archiv f. exper. Path., Bd. I, pag. 46; ich verweise im Uebrigen wieder auf Zopf, Spaltpilze, pag. 43 ff.

[26]) Von Naegeli, Stzber. d. kgl. bair. Ak. d. Wiss., 1880, pag. 410 und Unters. über niedr. Pilze, pag. 13; Buchner, Stzber. d. kgl. bair. Ak. d. Wiss., 1880, pag. 374 und in Naegeli's Unters. über niedr. Pilze, pag. 146.

[27]) Von Brefeld eingeführt; vergl. Schimmelpilze, Heft I, pag. 15.

[28]) Koch, Zur Untersuchung pathog. Organismen, Mitth. aus dem kgl. Gesundheitsamte, 1881, pag. 18.

[29]) Nach Zopf, l. c., pag. 44.

XXII. Pensum.

Die Reproduction bei den Algen.

Nachdem wir uns auf den allgemeinen Gebieten morphologischer Forschung über höhere wie über niedere Pflanzenformen orientirt haben, soll es jetzt unsere Aufgabe sein, uns mit den wichtigsten derjenigen Aufgaben bekannt zu machen, welche die specielle Morphologie der mikroskopischen Forschung stellt. Wir wollen hierbei den umgekehrten Weg als wir ihn bisher befolgt einschlagen und von den einfachsten Gruppen der Organismen langsam zu den höchst organisirten aufsteigen. Den Anfang haben wir in unserm letzten Pensum bereits mit den Bacterien gemacht, deren ganzen Entwicklungskreis wir in's Auge fassten; wir schliessen jetzt mit der Betrachtung der ungeschlechtlichen und der geschlechtlichen Vorgänge bei den Algen an.

Man hat oft Gelegenheit, in Copulation begriffene Spirogyren zu beobachten.[1]) Solche fallen schon im Freien durch das krause Aussehen und den Zusammenhang ihrer Fadenmassen auf. Der Vorgang lässt sich leicht verfolgen, doch darf man die Fäden nicht direct auf dem Objectträger mit einem Deckglas überdecken, hingegen bedient man sich mit Vortheil der pag. 174 beschriebenen kleinen feuchten Kammer (Papprahmen), wo dann die Spirogyren in dem suspendirten Tropfen am Deckglas sich befinden. Die Copulation erfolgt bei den meisten Arten leiterförmig, das heisst, je zwei einander gegenüber liegende Fäden sind durch eine quere Brücke vereinigt. Die Zellen haben kurze, stumpfe Fortsätze getrieben,

die aufeinander trafen und mit einander verschmolzen sind. In manchen Fällen ist schon vor der Copulation zu unterscheiden, welcher Faden der männliche und welcher der weibliche ist, da die Zellen des letzteren tonnenförmig anschwellen. Nach erfolgter Vereinigung der Copulationsfortsätze pflegt in der männlichen Zelle zuerst sich der Inhalt abzurunden und schliesslich allseitig von der Zellwand zurückzuziehen. Dann wandert er in den Copulationscanal ein und passirt die mittlere Scheidewand desselben, die inzwischen erweicht war. Die weibliche Zelle hatte sich gleichzeitig abgerundet oder rundet sich beim Antritt der männlichen Zelle ab. Beide Zellen treten in Berührung und sind nach wenigen Minuten verschmolzen. Ihr Inhalt vermischt sich; die Chlorophyllbänder treten aneinander; die beiden Zellkerne vereinigen sich zu einem einzigen,[2]) was aber ohne Hilfe von Tinctionen nicht zu sehen ist. Die gebildete Zygote beginnt sich alsbald zu contrahiren; nach Verlauf einer Stunde ist ihr Lumen vollständig verschwunden. Die Chlorophyllbänder werden hierbei mehr nach Innen gedrängt, während die Peripherie sich von farblosem, schaumigem Protoplasma eingenommen zeigt. Die Zygote ist mehr oder weniger kugelig. Nach Ablauf von 24 Stunden hat sie sich aber wieder vergrössert, ein Lumen erhalten und ellipsoidische Gestalt angenommen; die Chlorophyllbänder sind an die Peripherie gerückt und eine deutlich doppelcontourirte Membran deckt nunmehr die Zygote.

Dieser eben von uns studirte Copulationsvorgang ist für die ganze Abtheilung der als Conjugatae zusammengefassten Algen charakteristisch. Zu dieser gehören ausser Spirogyra die bei uns im süssen Wasser eben so verbreiteten Zygnema-Arten, welche an zwei sternförmigen Chromatophoren in jeder Zelle kenntlich sind und die zierlich gestalteten Desmidiaceen. In die Nähe der letzteren liessen sich eventuell die Diatomeen bringen, bei denen die typische Copulation ebenfalls auch vorkommt.

Die zu den Chlorophyceen gehörige Gattung Cladophora, deren Bau uns bereits bekannt ist, giebt ein für das Studium der Schwärmsporen recht geeignetes Object ab;[3]) zu bedauern ist nur, dass sie nicht immer zur Schwärmsporenbildung neigt. Relativ leicht erhält man Schwärmsporen von marinen Formen, die man in ein grösseres Gefäss mit Seewasser einlegt; doch auch unter den Süsswasserformen ist Cladophora glomerata, wenn rasch fliessendem Wasser entnommen und in flache Gefässe mit nur etwa 1 *cm.* hoher Wasserschicht, gegen Abend eingelegt, meist am nächsten Tage mit Schwärmsporen anzutreffen. Die Bildung derselben beginnt an der Spitze der Zweige und schreitet gegen deren Basis fort. So findet man leicht alle Entwicklungszustände beisammen. Wir sehen uns dieselben in der Richtung von der Basis gegen den Scheitel der Zweige an und beginnen mit einer noch unveränderten Zelle. Der Bau derselben ist uns von früher her bekannt. Was ohne Reagentien zu sehen ist, erkennen wir bald wieder: die polygonalen, dicht aneinander schliessenden Chromatophoren, die kleine, blasse Stärkekörnchen, zum Theil auch grössere Amylumheerde führen; die Plasmaplatten, welche das Lumen der Zelle durchsetzen und zum Theil auch Chromatophoren enthalten. Gehen wir nun von einer solchen Zelle allmählich zu den sich in Sporangien umbildenden über, so fällt uns vor Allem eine Farbenänderung

des Inhaltes auf. Bei hinreichend starker Vergrösserung constatirt man zugleich das Fehlen der Amylumheerde; dieselben sind in einzelne Stärkekörnchen zerfallen und gleichzeitig hat auch eine Theilung der Chromatophoren in kleinere stattgefunden. Auf nächstfolgendem Stadium beginnen die Chromatophoren sich netzförmig anzuordnen, so dass der gesammte, ein engeres oder weiteres Lumen umgebende Inhalt der Zelle in annähernd gleich grosse, polygonale Abschnitte zerlegt erscheint. Die Mitte eines jeden solchen Abschnittes ist körnerfrei und fixirte und tingirte Objecte lehren, dass dort je ein Zellkern liegt. Zugleich nimmt die Hautschicht um den gesammten Inhalt der Zelle an Dicke zu und wird leicht sichtbar. Besonders stark tritt sie uns an den Kanten der Zelle entgegen. An einer Stelle, welche meist dem vorderen Ende der Zelle genähert ist, an terminalen Zellen dasselbe eventuell einnimmt, ist noch eine besondere linsenförmige Ansammlung von farblosem Protoplasma zu bemerken. Der Mitte dieser Ansammlung entsprechend quillt die Membran der Zelle auf und wölbt sich, jedenfalls in Folge der mit der Quellung verbundenen Volumenzunahme, papillenartig nach aussen vor. — Die nächste Veränderung besteht darin, dass sich die Chromatophoren gegen das Innere der polygonalen Abschnitte ziehen und letztere durch helle Linien gegen einander abgegrenzt erscheinen. Hierauf beginnen sich die Abschnitte abzurunden und so zum Theil von einander zu trennen. Die peripherisch gelegenen Abschnitte ragen jetzt als rundliche Höcker nach aussen vor. Die Hautschicht aus farblosem Protoplasma nimmt aber an der Differenzierung des chlorophyllhaltigen Inhaltes in die einzelnen Abschnitte nicht Theil, vielmehr wird sie in einen farblosen Schleim verwandelt, der bei der Entleerung der Schwärmsporen eine Rolle spielt. Der starken Ansammlung von farblosem Protoplasma an der spätern Austrittsstelle entsprechend, ist die Masse des gebildeten Schleimes hier am grössten und die noch zusammenhängende Masse der Schwärmsporen bleibt daher an dieser Stelle von der quellenden Zellwand entsprechend entfernt. In der maulbeerförmig contourirten Masse der Schwärmer ist jetzt das cylindrische, stärker oder schwächer entwickelte Lumen leicht zu sehen. Bei sehr reichem Sporangiuminhalt kann dasselbe auch fehlen. Im Allgemeinen ist es aber vorhanden, so zwar, dass die Schwärmsporen eine doppelte bis dreifache Schicht um diese innere Höhlung bilden. Die Schwärmer nehmen alsbald birnförmige Gestalt an. Das vordere farblose, zugespitzte Ende wird von dem abgerundeten, chlorophyllhaltigen hinteren Ende leicht unterscheidbar; an der Oberfläche jeder Schwärmspore tritt ein schmaler, rothbrauner Strich, der sogenannte Augenfleck auf. Die Zellhaut ist an der der Papille entsprechenden Stelle bereits so stark gequollen, dass deren Contouren nur schwer zu erkennen sind. Bei anhaltender Beobachtung wird man jetzt bald den Augenblick eintreten sehen, wo die Entleerung der Schwärmsporen beginnt. Unter dem Druck des Inhalts wird die gequollene Substanz der Papille durchbrochen, die Masse der Schwärmsporen kräftig hervorgepresst. Zugleich mit den Schwärmsporen treten feinkörnige Inhaltsmassen des Zelllumens nach aussen. Die hervorgepressten Schwärmsporen setzen sich nach einer Weile in Bewegung. Der Inhalt des Sporangiums zieht sich, an Masse abnehmend, von der Zellwand zurück,

augenscheinlich liegt dort die Gallertmasse, welche auf den Zellinhalt drückt. Sind nur noch wenig Schwärmsporen in dem Sporangium vorhanden, so beginnen sie sich hier schon durcheinander zu bewegen und treten eine nach der andern durch die Papille nach aussen. Eine geringe Anzahl bleibt auch wohl in dem Sporangium dauernd zurück. Untersucht man das Object in einem suspendirten Tropfen, so sammeln sich unter dem Einfluss des Lichtes die Schwärmer schliesslich an dem zum Fenster gekehrten oder von demselben abgekehrten Rande des Tropfens. Diese Schwärmer gehören aber nicht zu den lichtempfindlichsten, sie bleiben längere Zeit im Tropfen zerstreut, bewegen sich dort in unbestimmten Bahnen und gelangen nur allmählich, während ihre Bewegungsenergie abnimmt, an den Tropfenrand, wo sie sich zur Ruhe setzen. Sie runden sich dann ab und umgeben sich mit einer Zellhaut. — Mit ein wenig Jodjodkalium lassen sich diese Schwärmsporen sehr gut fixiren (Fig. 84). Man erkennt jetzt zwei Cilien an denselben (bei andern Cladophora-Arten eventuell auch vier), die einem kleinen Vorsprung an dem vorderen Ende der Schwärmspore entspringen. Bei günstiger Lage der Schwärmspore ist nach Jodbehandlung ganz gut der kleine Zellkern im vordern farblosen Ende derselben zu erkennen (vergl. die Figur); das Kernkörperchen tingirt sich meist sehr scharf.



Fig. 84. Cladophora glomerata. Eine mit Jodjodkaliumlösung fixirte Schwärmspore. An derselben rechts der Augenfleck; in dem vordern, farblosen Abschnitt ist der Zellkern zu sehen. Vergr. 510.

Die von uns beobachteten Schwärmsporen waren ungeschlechtlich, doch können bei Cladophora noch andere, kleinere, geschlechtlich differenzirte Schwärmer, das heisst Gameten, producirt werden. Diese copuliren sich mit einander, sind aber bisher nur an marinen Formen beobachtet worden.[4])

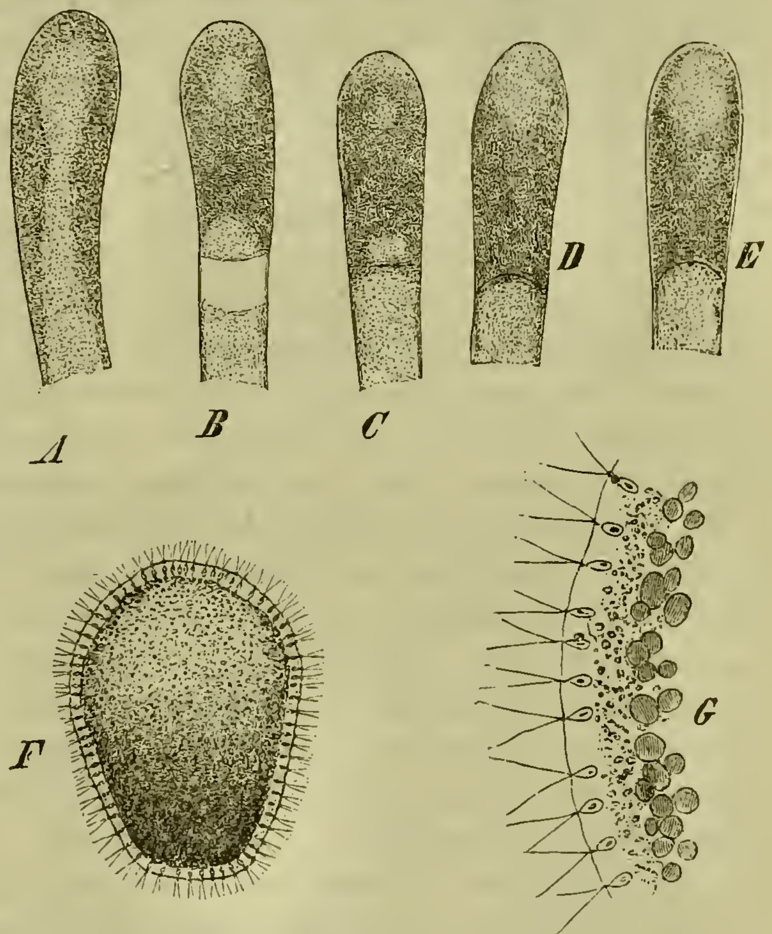


Fig. 85. Vaucheria sessilis. *A* und *B* Anlage der Sporangien, *C—E* Ausbildung der Schwärmspore aus dem Sporangium-Inhalt; *F* eine befreite Schwärmspore; *G* ein Stück der äusseren, farblosen Plasmaschicht, dem vorderen Ende der Schwärmspore entnommen. *A—E* 95 Mal, *F* 250 Mal; *G* 450 Mal vergrössert.

Aus der Abtheilung der Siphoneen wählen wir die sehr verbreitete V a u c h e r i a s e s s i l i s zur Untersuchung, um die Bildung der Schwärmsporen und der Geschlechtsorgane an derselben kennen zu lernen. Hat man kräftige Exemplare dieser Alge in stehendem, besser noch in fliessendem Wasser gesammelt und hierauf in flachen Gefässen mit frischem

Wasser übergossen, so kann man ziemlich sicher am nächsten Morgen auf zahlreiche Schwärmsporen rechnen. Dieselben werden den ganzen Vormittag hindurch entleert, so dass man leicht alle erwünschten Zustände findet.[5]) Mustert man mit einer Lupe von grossem Focalabstand die Cultur durch, so kann man in derselben leicht an der dunklen Färbung der Fadenenden die ersten Anlagen der Sporangien erkennen. Fasst man nun eine Gruppe von Fäden, welche die erwünschten Zustände zu bieten scheinen, an ihrer Ansatzstelle mit der Pincette und überträgt sie, ohne dass sie eine Krümmung erfahren hätten, auf einen Objectträger, so kann man jetzt auf demselben die weiteren Entwicklungsvorgänge direct studiren. Ja, dieselben spielen sich oft ungetrübt auch unter dem Deckglas ab, wenn nur durch seitliches Auflegen kleiner Holundermarkstückchen oder Rosshaare dafür gesorgt wurde, dass das Deckglas nicht einen Druck auf das Object ausübe. Soll ein Sporangium aus einem Zweigende gebildet werden, so sammelt sich in diesem chlorophyllreicher Inhalt an und zugleich beginnt dieses Zweigende keulig anzuschwellen. Das Lumen in der Keule verengt sich (Fig. 85 *A*) und wird im oberen Theil derselben alsbald als sphärische Vacuole abgetrennt. Dann wird das Sporangium durch eine Scheidewand abgegrenzt, bei deren Bildung der chlorophyllhaltige Inhalt der Sporangium-Anlage und des übrigen Schlauches zeitweise auseinanderweichen, so dass man sie durch einen hellen Zwischenraum getrennt sehen kann (Fig. 85 *B*). Um den Sporangium-Inhalt bildet sich hierauf ein heller Saum (*E*) aus, der alsbald radiale Structur erhält. Dieser Saum besteht aus farblosem Protoplasma, die radiale Structur rührt von den sich hier sammelnden, länglichen, radial sich stellenden Zellkernen her (*F*, *G*). Diese Kerne werden deutlich nur nach entsprechender Behandlung mit Reagentien und sind nur bei starker Vergrösserung zu sehen.[6]) Die Schwärmspore von Vaucheria ist somit vielkernig. — Ist die Schwärmspore fertig, so wird sie alsbald entleert. Der Sporangiumscheitel reisst mit einem Ruck und in demselben Augenblicke quillt der vordere Theil der Schwärmspore aus der Oeffnung hervor und fängt gleichzeitig an, um seine Längsaxe zu rotiren. Die Schwärmspore muss sich durch die Oeffnung hindurchzwängen. Die Geburt dauert meist etwas über eine Minute. Eine im Sporangium gebildete, quellbare Substanz hilft die Schwärmspore herauszudrücken. Manchmal, wenn auch selten, kommt es vor, dass der vordere Theil der Schwärmspore sich von dem hinteren, noch im Sporangium befindlichen abdreht; dann eilt der vordere Theil als vollständige nur entsprechend kleinere Schwärmspore davon und der hintere Theil liefert eine zweite Schwärmspore. Dieses ist eben nur in Folge der Vielkernigkeit dieser Schwärmspore möglich, indem jede Hälfte auch so, die zu ihrer Existenz nothwendigen Zellkerne enthält. Die Bewegung der hervorgetretenen Schwärmsporen dauert etwa eine Viertelstunde, die Richtung der Bewegung wird von der Richtung der einfallenden Lichtstrahlen nicht beeinflusst. Die Schwärmspore hat eiförmige Gestalt; vorn ist sie breiter; in diesem vorderen Ende liegt das Zelllumen. Nur in dem Augenblicke wo die Schwärmspore zur Ruhe kommt, sieht man ihre Cilien; sie umgeben als kurzer Flaum den ganzen Körper. Im nächsten Augenblick werden sie in den Körper der Schwärmspore einge-

zogen, der während dieses Vorganges eine faltige Oberfläche zeigt. Hierauf wird der Körper wieder glatt. Während der Einziehung der Cilien ist zu bemerken, dass um die Schwärmsporen sich bereits ein ganz dünnes Häutchen gebildet hat. Die Spore rundet sich jetzt langsam ab; ihr farbloser Saum schwindet, während ihre Chlorophyllkörner bis an die Oberfläche rücken; die Zellwandung wird rasch dicker.

Bei der terrestren Form von Vaucheria sessilis Vauch. findet man die Geschlechtsorgane sehr leicht. Die Species ist daran kenntlich, dass die weiblichen Organe, die Oogonien, unmittelbar dem Thallusfaden aufsitzen, dass die männlichen Organe, die Antheridien, anderseits einen kurzen, hornartig gekrümmten Ast, der unmittelbar dem Thallusfaden entspringt, in directer Fortsetzung abschliessen. Ein Antheridium und ein Oogonium stehen meist zu einem Paar vereinigt neben einander; nicht eben selten kann man auch ein Antheridium zwischen zwei Oogonien sehen. Diese Vaucheria-Art wähle man zur Beobachtung und nicht diejenige, die man eben so häufig auf feuchter Erde antrifft, bei welcher Oogonium und Antheridium auf einem gemeinsamen Seitenast, der von dem Oogonium abgeschlossen wird, sitzen. Diese letzte Species, die Vaucheria terrestris Lyngb., ist wenig für die Untersuchung geeignet. Die wasserbewohnende Vaucheria sessilis bildet zunächst in den Culturen die schon betrachteten Schwärmsporen und pflegt erst nach einigen Wochen Geschlechtsorgane zu produciren. — Die Oogonien (Fig. 86, *o*)[7] sind schief eiförmig, dicht angefüllt mit chlorophyll- und ölhaltigem Plasma, durch eine Scheidewand etwas oberhalb ihrer Insertionsstelle vom Thallusfaden abgegrenzt. Das Oogonium ist mit einem einseitigen, schnabelförmigen Auswuchs versehen, in welchem farbloses Protoplasma angesammelt ist. Letzteres nimmt auf vorgerückteren Entwicklungszuständen den ganzen oberen Dritttheil des Eies ein. Beobachten wir nunmehr fortgesetzt ein solches Oogonium, so sehen wir die farblose Substanz am Schnabelende einen papillenartigen Fortsatz treiben, der sich mehr und mehr zu einer selbständigen Kugel abrundet; diese trennt sich schliesslich von dem Inhalte des Oogoniums und wird in das umgebende Wasser ausgestossen, wo sie langsam zu Grunde geht. Die unmittelbare Wahrnehmung lehrt, dass hierbei die Membran des Oogoniums am Schnabelende nicht durchlöchert wird, vielmehr quillt sie gallertartig auf und der austretende Plasmatropfen wird durch die Gallerte gepresst. Der zurückgebliebene Inhalt des Oogoniums rundet sich ab, sein farbloser Scheitel ist der Empfängnissfleck. — Der das Antheridium tragende Ast ist mehr oder weniger stark gekrümmt. Sein oberes Dritttheil ist zum Antheridium geworden und erscheint durch eine Scheidewand abgegrenzt (Fig. 86, *a*). Derselbe zeichnet sich im reifenden Zustande durch farb-

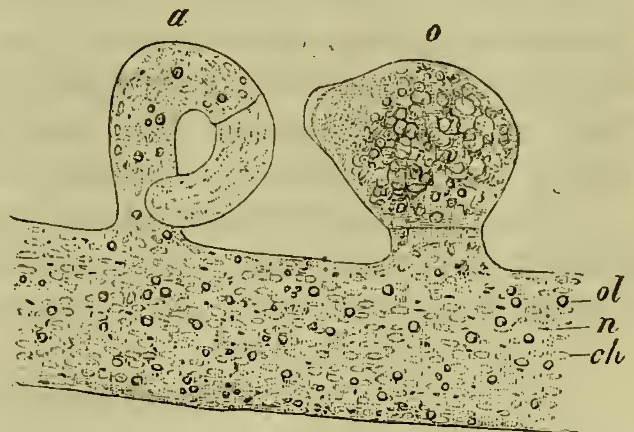


Fig. 86. Vaucheria sessilis. Stück des Thallus mit Geschlechtsorganen. *o* Oogonium; *a* Antheridium; *ch* Chromatophoren; *ol* Oeltropfen. Auch die Zellkerne *n* sind eingetragen worden, ungeachtet man sie nur nach entsprechender Tinction sieht. Vergr. 240.

losen Inhalt aus, während der tragende Zweig reich an Chlorophyllkörnern ist. Das Antheridium kehrt meist seine Spitze von dem Oogonium ab. In dem farblosen Inhalte des Antheridiums sind kurze Stäbchen in longitudinaler Anordnung mehr oder weniger deutlich zu unterscheiden. Zu der Zeit, wo das Oogonium einen Theil seiner farblosen, plasmatischen Substanz ausstösst, öffnet sich das Antheridium an der Spitze und entleert seinen schleimigen Inhalt. Der grösste Theil desselben bleibt in Gestalt farbloser Blasen im umgebenden Wasser liegen, wo er sich langsam desorganisirt; ein kleinerer Theil eilt in Gestalt winzig kleiner Spermatozoiden davon. Diese lebhaft wimmelnden Spermatozoiden sammeln sich alsbald in der Gallertmasse am Scheitel des Oogoniums an. Einzelne dringen bis an den farblosen Empfängnissfleck des Eies vor und tasten gleichsam an demselben herum. In besonders günstigen Fällen ist die Verschmelzung eines solchen Spermatozoids mit dem Empfängnissfleck constatirt worden. Nach kurzer Zeit hat sich das befruchtete Ei, die Zygote, mit einer zarten Membran umgeben, die besonders deutlich am Empfängnissfleck zu sehen ist. Nach Verlauf einiger Stunden ist das farblose Protoplasma des Empfängnissfleckes gleichmässig in der Zygote vertheilt. Aeltere Zygoten sind dicht mit grossen Oeltropfen erfüllt, zeigen einige braune Flecke im Innern und besitzen eine derbe Haut.

Fixirt man die in Bewegung befindlichen Spermatozoiden mit Jodjodkalium, so kann man zwei ungleich lange, seitlich inserirte, entgegengesetzt gerichtete Cilien an denselben sehen.

Anmerkungen zum XXII. Pensum.

1) de Bary, Conjugaten, pag. 3; Strasburger, Befr. und Zellth., pag. 5; Kny, Wandtafeln, Text, pag. 11.

2) Schmitz, Stzber. der niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, pag. 23.

3) Hierzu Thuret, Ann. d. sc. nat. Bot., III. Sér., XIV. T., pag. 219 u. Taf. 16; Schmitz, Siphonocladiaceen, pag. 34 u. Chromatophoren, pag. 119, Anm.; Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., pag. 72.

4) Vergl. Areschoug, Observ. phycol., II., Acta soc. scient. Upsal., vol. IX, 1874.

5) Thuret, Ann. d. sc. nat. Bot., 2 sér., Bd. XIX., pag. 270, Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., pag. 213 u. 84.

6) Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, Sep.-Abdr., pag. 4; Strasburger, Zellb. u. Zellth. III. Aufl., pag. 88.

7) Vergl. Pringsheim, Monatsber. d. kgl. Ak. d. Wiss. zu Berlin aus dem Jahr 1855; de Bary, Ber. d. Freib. Naturf. Gesell., 1856; Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., pag. 90.

XXIII. Pensum.

Die Reproduction bei den Pilzen.

Bringt man ein Stückchen feuchtes Brod unter eine Glasglocke, so bedeckt sich dasselbe schon nach wenigen Tagen mit einem dichten Filz von Pilzfäden, die fast immer zu einem Phycomyceten, dem Mucor Mucedo[1]) gehören. Sehr üppig zeigt sich derselbe Pilz alsbald auf frischem Mist, den man in einem abgeschlossenen feuchten Raume hält. Aus dem Substrat erheben sich aufrechte, bis mehrere Centimeter

hohe Fruchtträger, welche sich nach der Lichtquelle wenden und die mit je einem kugelrunden, gelben bis braunen Köpfchen abschliessen, das mit der Lupe leicht zu sehen ist. Hebt man etwas Untersuchungsmaterial vorsichtig von dem Substrat ab und bringt es in einen Wassertropfen, so kann man bei hinreichend starker Vergrösserung feststellen, dass das Mycelium aus dicken, reich verzweigten, unregelmässig septirten Schläuchen besteht, und dass aus diesen die geraden, unseptirten und unverzweigten Fruchtträger entspringen, die oben das kugelrunde Köpfchen, das Sporangium, tragen. So weit noch unreif, bleibt dasselbe im Wasser erhalten, sein Inhalt besteht aus gelbbräunlichem Protoplasma. In jüngsten Zuständen ist der Fruchtstiel noch nicht gegen das Sporangium abgegrenzt, weiterhin entsteht eine in das Innere des Sporangiums stark vorgewölbte Scheidewand, so dass der Fruchtstiel innerhalb des Sporangiums mit einer spielkegelförmigen Anschwellung, der sogenannten Columella, endet. Das reife Sporangium ist im Wasser zerflossen, von der Wand desselben sind nur kleine, aus feinen Nadeln gebildete Bruchstücke zurückgeblieben, von denen nachgewiesen ist, dass sie aus oxalsaurem Kalk bestehen.[2]) Die entleerten Sporen liegen in ziemlich regelmässigen Abständen von einander und man stellt durch Rücken des Deckglases fest, dass sie in einem farblosen Schleim eingebettet liegen. An dem Fruchtträger ist unterhalb der Columella meist ein kleiner Kragen als Rest der hier ansetzenden Kalkkruste zu sehen. In dem protoplasmatischen Wandbeleg nicht zu alter Fruchtträger kann man zierliche, der Hauptsache nach longitudinal verlaufende Ströme verfolgen. Die Mucorschläuche sind vielkernig, die Kerne sehr klein, nur durch entsprechende Tinctionen nachzuweisen. — In Mistculturen bildet der Pilz gelegentlich, doch recht selten, Zygoten, die sich als schwarze Punkte präsentiren. Diese entstehen durch Copulation der Enden keulenförmig angeschwollener Mycelfäden. An der reifen, schwarzen, mit Warzen besetzten Zygote, sieht man die gegenüberliegenden Ansatzstellen dieser beiden Mycelfäden, als hellere, kreisförmig umschriebene Stellen.

Die Ursache der Kartoffelkrankheit ist ebenfalls ein Phycomycet, die Phytophthora infestans de Bary,[3]) deren Keimschläuche durch die Membranen der Epidermiszellen des Blattes in die Intercellularräume desselben eindringen und in diesen sich verbreitend, das Gewebe der Nährpflanze zerstören, braune Flecke von stetig wachsendem Durchmesser bildend. Um den Pilz in grosser Masse fructificirend zu erhalten, bringen wir Theile einer erkrankten Kartoffelstaude in einen dampfgesättigten Raum unter eine Glasglocke und lassen sie etwa zwei Tage unter derselben liegen. Die erkrankten Blätter werden sich jetzt auf beiden Seiten, vornehmlich aber der unteren, mit weissem „Schimmel“ überzogen zeigen, gebildet von den fadenförmigen Fruchtträgern der Phytophthora. Diese Schimmelrasen sind besonders an den Rändern der braunen Flecke entwickelt. An Flächenschnitten der mit Schimmel bedeckten Theile sehen wir die Conidienträger aus den weit geöffneten Spaltöffnungen hervorragen. Hiervon können wir uns auch schon, freilich in weniger vollkommener Weise, an Blattstückchen überzeugen, die wir ihrer ganzen Dicke nach unter das Mikroskop bringen. Die Conidienträger erscheinen als

zarte, unseptirte, mit feinkörnigem Protoplasma erfüllte, in ihrem oberen Theile verzweigte Fäden (Fig. 87 *A*). Die Verzweigung ist monopodial; die Anzahl der Zweige meist nur zwei bis drei. Diese Zweige zeigen unregelmässige Anschwellungen in ihrem Verlauf. In trockner Luft drehen sich die Conidienträger collabirend um ihre Axe. Stellenweise trifft man an dem Ende eines Zweiges eine in Entwicklung begriffene Spore; die reifen, citronenförmig gestalteten Sporen sind aber beim Einlegen des Präparats in Wasser abgefallen. Um die Sporen an den Conidienträgern vorzufinden, muss man die Präparate trocken untersuchen. Das Präparat ist aber mit Deckglas zu bedecken und vom Rande her eine Spur Wasser unter dasselbe zu bringen, weil sonst die Conidienträger, wie schon erwähnt, rasch austrocknend, schrumpfen. An den im Freien gesammelten Pflanzen findet man die Conidienträger nur an der Unterseite der Blätter und erreichen dieselben hier nicht die Höhe wie in den feuchten Kammern; fallen daher auch viel weniger bei Betrachtung mit dem blossen Auge auf. — Zarte, zwischen Holundermark geführte Querschnitte durch kranke Blätter, und zwar an der Grenze der Flecke, lassen uns den Austritt der Conidienträger aus den Spaltöffnungen deutlich verfolgen. Oefters treten mehrere solcher Hyphen neben einander aus derselben Spaltöffnung vor; oder was häufiger, die Hyphe verzweigt sich beim Austritt und giebt entsprechend viel Conidienträger. Von diesen Stellen aus können wir, was übrigens grössere Schwierigkeit bereitet, die Hyphen auch nach innen, in das Blattgewebe hinein verfolgen und constatiren, dass sie hier den Intercellularräumen folgen. Zum Unterschied von den nächst verwandten Peronospora-Arten bildet Phytophthora nur spärlich und dann nur kurze, in die Zellen der Nährpflanze eindringende Saugfortsätze (Haustorien), so dass man meist vergebens nach denselben sucht. Die zarten Mycelfäden schmiegen sich hingegen fest den Zellen der Nährpflanze an. Solche Zellen zeigen zunächst eine Bräunung ihrer

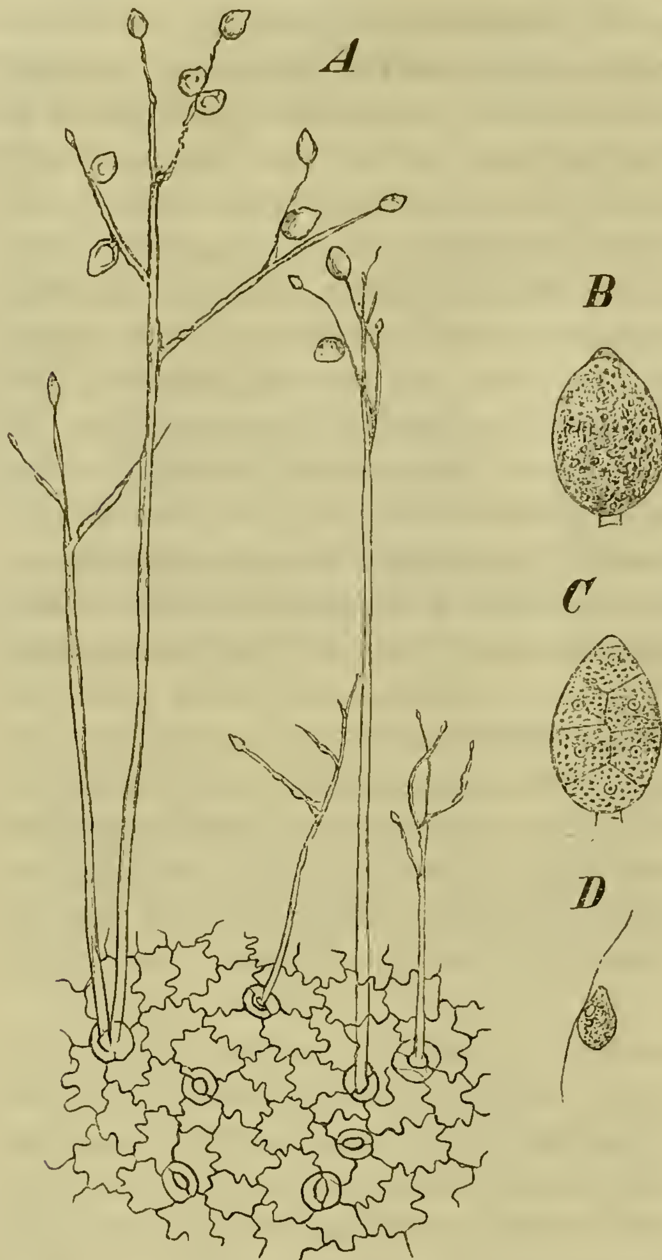


Fig. 87. *A* Oberflächenansicht der Blatt-Epidermis von Solanum tuberosum mit den aus den Spaltöffnungen vortretenden Conidienträgern der Phytophthora infestans. Vergr. 90. *B* eine reife Conidie; *C* eine solche mit getheiltem Inhalte. *D* eine Schwärmspore. *B*—*D* 540 Mal vergrössert.

Chlorophyllkörner, dieselben verschmelzen schliesslich untereinander und mit den übrigen Bestandtheilen des Inhalts zu einer dunkelbraunen, geronnenen Masse; zugleich fällt die ganze Zelle zusammen. — Die Sporen sind citronenförmig (Fig. 87 *B*) mit kurzem Stielchen, etwas zugespitztem Scheitel und feinkörnigem Inhalt. Die Membran der Spore ist sehr zart, am Scheitel ein wenig angeschwollen. Sie werden, wie wir schon sahen, an den Enden der Zweige der Conidienträger angelegt; haben sie ihre volle Grösse erreicht, so wächst die Zweigspitze unter der Ansatzstelle der Spore einseitig weiter und drängt die Spore zur Seite, so dass dieselbe in eine zu dem Zweige rechtwinklige Lage zu stehen kommt. An der Zweigspitze erfolgt alsbald die Anlage einer neuen Spore (vergl. Fig. 87 *A*). — Wir säen die Sporen in einen Wassertropfen auf einem Deckglas aus und sorgen durch Umrühren des Tropfens dafür, dass die Sporen grösstentheils untergetaucht zu liegen kommen. Das Deckglas wird einer kleinen feuchten Kammer aufgelegt und der Tropfen hierdurch suspendirt. Die Cultur darf nicht einem zu intensiven Lichte ausgesetzt sein. Nach Ablauf einer Stunde etwa, eventuell auch später, beginnt die Bildung von Schwärmsporen aus dem Inhalt der Sporen, daher wir auch die betreffenden Gebilde als Conidien und nicht als Sporen bezeichnen wollen. Es handelt sich in den Conidien um Sporangien, die übrigens sich auch wie gewöhnliche Sporen verhalten können, denn wir sehen einige der an der Oberfläche oder dem Rande des Tropfens liegenden, einen Keimschlauch aus der vorderen Papille treiben. Bei den untergetauchten, Schwärmsporen bildenden, theilt sich der Inhalt in eine unbestimmte Anzahl von Zellen (*C*), die je eine kleine centrale Vacuole erkennen lassen. Der Scheitel der Conidie quillt papillenartig vor, löst sich schliesslich auf und zu dem kleinen runden Loche werden die gesonderten Inhaltsmassen nach einander hervorgepresst. Sie eilen bald als Schwärmsporen davon. Fixiren wir diese Schwärmsporen mit Jodlösung, so können wir das Vorhandensein von zwei Cilien an denselben feststellen. Diese sind seitlich in der Nähe der nunmehr peripherisch gewordenen Vacuole inserirt (*D*). Die Bewegung der Schwärmspore dauert bis zu einer halben Stunde. Sie kommen hierauf zur Ruhe, umgeben sich mit einer Cellulose-Membran und treiben alsbald einen Keimschlauch. Der unmittelbar aus der Conidie, oder aus einer Schwärmspore erzeugte Keimschlauch ist es, der durch die Epidermis in die Stengel und Blätter des Kartoffelkrautes eindringt und nachweisbar eine völlig gesunde Pflanze in dieser Weise inficiren kann. Durch die Conidienbildung ist für die rasche Vermehrung des Parasiten gesorgt.

Geschlechtsorgane sind bis jetzt bei Phytophthora infestans nicht gefunden worden, wohl aber für die nächst verwandten Peronosporeen bekannt. Mycelzweige im Innern der Nährpflanze schwellen dann, meist an ihrem Ende, kugelig an und bilden, die Anschwellungen durch Scheidewände abgrenzend, die Oogonien. An jedes Oogonium legt sich ein Mycelzweig, der sein Ende als Antheridium abgrenzt, an. Im Oogonium wird aus dem grössten Theile des vorhandenen Protoplasma ein centrales, kugeliges Ei erzeugt. Das Antheridium treibt einen Befruchtungsschlauch bis an das Ei, das sich hierauf mit einer derben Haut umgiebt.

An den beliebigsten, feucht stehenden Objecten, sobald denselben auch nur Spuren von Nahrung abzugewinnen sind, pflegt sich alsbald der blaugrüne Schimmel, das Penicillium crustaceum Fries.[1]) einzufinden. Es ist der verbreitetste aller Schimmelpilze, dem man allerorts begegnet. Nach dem Material für die Untersuchung werden wir somit nicht lange zu suchen brauchen. Am bequemsten wird es immerhin sein, ein Brodstückchen zu befeuchten und unter eine Glasglocke zu stellen. Es werden auf diesem Brod wohl zunächst Mucorineen sich zeigen; doch alsbald hat das sich zunächst langsamer entwickelnde Penicillium dieselben verdrängt und nach etwa acht Tagen bedeckt eine dichte, blaugrüne Decke das Substrat. Die blaugrüne Färbung rührt von den Sporen des Penicilliums her, welche aber nur in grossen Mengen diese Färbung verrathen. Wir heben nunmehr ein wenig Material von dem Substrat ab und untersuchen es in Wasser. Das Mycelium besteht aus verzweigten Hyphen, welche durch Scheidewände getheilt sind. Der unmittelbar sichtbare Inhalt ist feinkörniges Protoplasma mit kleinen Vacuolen. Einzelne Fäden, von andern Mycelfäden nicht unterschieden, haben sich zu Fruchtträgern ausgebildet. An ihrer Spitze setzen sie sich in einem Wirtel kurzer Aeste fest, welche Aeste (Fig. 88 *s'*) ihrerseits entweder direct Basidienwirtel oder zuvor nochmals je einen Wirtel kürzerer Seitenäste und erst auf diesem Basidienwirtel tragen. Diese Verzweigung giebt dem Fruchtträger das Aussehen eines Pinsels. Häufig kommen zu diesem terminalen Pinsel noch seitliche hinzu aus Zweigen, welche unterhalb einer Scheidewand aus dem primären Fruchtträger entspringen und secundäre Fruchtträger (in der Figur rechts) bilden. Die Basidien sind, wie hinreichend starke Vergrösserung lehrt, walzenförmig, an ihrem Ende zu einem feineren Fortsatz, dem Sterigma (*st*), verlängert. Dieses Sterigma schwillt an seiner Spitze kugelig an und bildet eine rasch anwachsende Spore. Unter der ersten Spore zeigt sich alsbald eine zweite Anschwellung, die zur Spore wird und so fort, so dass Sporenketten entstehen. Die obersten Sporen der Kette werden abgeworfen, während neue von unten her nachrücken. — Die in abso-

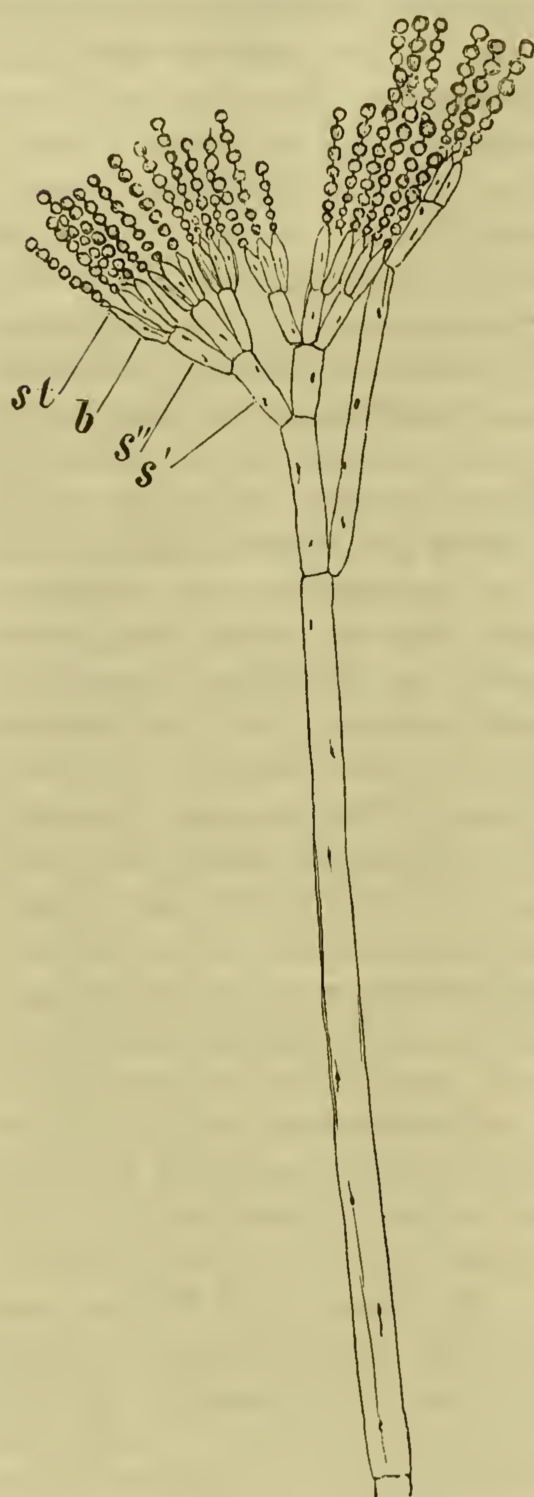


Fig. 88. Penicillium crustaceum, Fruchtträger mit Zweigquirlen (*s'* u. *s''*), Basidien (*b*), Sterigmen (*st*) und Sporen; Zellkerne sichtbar. Nach einem Alcohol-Hämatoxylin-Präparat. Vergr. 540.

lutem Alcohol fixirten Penicilliumrasen lassen sich sehr gut mit Hämatoxylin färben, wornach festzustellen ist, dass in den Zellen des Myceliums und der Fruchtträger zahlreiche Zellkerne vorhanden sind.[5]) Die Zellkerne sind sehr klein, so dass sie starke Vergrösserungen verlangen. Sie sind in der Längsrichtung der Zelle gestreckt, durch feine Plasmastränge verbunden. In langen Zellen zählt man ihrer sehr viele, in den kurzen Zweigen der Quirle an den Fruchtträgern nur einen bis zwei, in den Basidien wohl nur einen im obern Ende. Doch sind die Basidien meist an ihrer Spitze so stark mit Inhalt erfüllt, dass der Nachweis der Zellkerne in derselben unmöglich wird. Auch in den Sporen kann man bei stärkster Vergrösserung mit Sicherheit je einen Zellkern unterscheiden.

Ergänzend sei hinzugefügt, dass es gelungen ist,[6]) ausser den eben betrachteten Fruchtträgern eine zweite Form von Fruchtkörpern bei Penicillium zu erziehen. Dieselben entstehen in entsprechend geführten Massenculturen, haben die Grösse kleiner Stecknadelköpfe und gelbliche Färbung. In ihrem Innern werden nach längerer Ruhezeit Asci gebildet, die je acht Sporen erzeugen. Darnach stellt sich das Penicillium als ein Ascomycet heraus, und zwar als ein Repräsentant der Abtheilung der cleistokarpen Ascomyceten mit geschlossenem Fruchtkörper. Aus den in den Asci erzeugten Sporen sind auf den Objectträgern die pinselartigen Fruchtträger wieder erzogen worden.

Anmerkungen zum XXIII. Pensum.

1) Brefeld, Schimmelpilze, Heft I, pag. 10; dort die übrige Litteratur.
2) Brefeld, l. c., pag. 18.
3) Vergl. de Bary, Ann. de sc. nat. Bot., IV. sér., T. XX, pag. 32 und Beiträge zur Morph. u. Phys. der Pilze, Heft II, pag. 35.
4) Brefeld, Schimmelpilze Heft II.
5) Strasburger, Zellbild. u. Zellth. III. Aufl., pag. 221.
6) Brefeld l. c. pag. 39.

XXIV. Pensum.

Die Reproduction bei den Pilzen und Flechten.

Im Monat Mai und Juni findet man sehr häufig auf der Unterseite der Blätter des Sauerdorns (Berberis vulgaris) orangefarbige Warzen, welche dem blossen Auge fein punktirt erscheinen. Bei Betrachtung mit der Lupe zeigen sie sich als polsterförmige, gelbe Anschwellungen, denen kleine orangerothe Becherchen aufsitzen. Die correspondirende Stelle an der Blattoberseite präsentirt sich als röthlicher, gelb umrandeter Fleck. Betrachtet man denselben mit der Lupe, so treten meist zahlreiche braune, orangeroth umrandete Punkte in den innern Theilen desselben hervor. Einzelne solche Punkte sind oft auch an den Rändern der Polster an der Blattunterseite zu finden. Die Becherchen auf den Polstern der Blattunterseite sind die Aecidiumfrüchte von Aecidium Berberidis, die

correspondirenden Punkte in den Flecken der Blattoberseite, respective auch den Polsterrändern der Blattunterseite sind die zugehörigen Spermogonien. Beide bilden sie zusammen die erste Generation des zu den Aecidiomyceten oder Uredineen gehörigen gemeinen Rostpilzes, Puccinia graminis, der seine zweite Generation an unserem Getreide und anderen Gramineen durchmacht, dort die Erscheinung der Rostkrankheit hervorrufend.[1]) — Wir stellen zwischen Holundermark zarte Querschnitte durch einen inficirten Blatttheil her und betrachten denselben bei schwacher, hierauf bei stärkerer Vergrösserung. Wir nehmen an, dass uns frisches Material zur Verfügung steht, die Untersuchung kann aber auch in befriedigender Weise an aufgeweichtem, gut an Alcohol-Material geführt werden. Der aus dem frischen Blatte dargestellte Schnitt wird auffallend klar, wenn wir etwas Kalilauge demselben hinzufügen. An den nicht inficirten Theilen zeigt das Berberis-Blatt, von oben nach unten fortschreitend: eine Epidermis; eine einzige Schicht gestreckten Palissadenparenchyms; eine etwa fünf Zellen hohe, lockere Schwammparenchymschicht; die Epidermis der Unterseite. Die Gewebepolster der inficirten Stellen haben über die doppelte Blattdicke erreicht. An die Palissadenschicht der Oberseite, die höher ist, sonst wenig verändert erscheint, schliesst ein geschlossenes Gewebe an, das sich auch in der Richtung senkrecht zur Blattfläche mehr oder weniger gestreckt zeigt und durch die geringe Entwicklung seiner Intercellularräume sich sehr wesentlich von dem Schwammparenchym der anstossenden Blatttheile unterscheidet. Die Epidermis der beiden Blattflächen ist in ihrer Gestalt nicht beeinflusst worden. Der Inhalt aller dieser Zellen ist desorganisirt und besteht zum Theil aus farblosen Oeltropfen, zum Theil aus grünlich gelben und röthlichen, aus den Chlorophyllkörnern und dem Zellplasma hervorgegangenen Tröpfchen und körnigen Massen. Das ganze Gewebe des Polsters zeigt seine Intercellularräume durchsetzt von zarten, durch Querwände septirten, Oeltröpfchen führenden, stellenweise verzweigten Pilzhyphen. Dieselben erreichen beiderseits die Epidermis. Mit Chlorzinkjodlösung, so auch mit Jod und Schwefelsäure gelingt ihre Blaufärbung nicht, wie denn die Pilzcellulose ganz selten diese Reaction zeigt. Die Aecidiumbecher, die wir im Längsschnitt vor uns haben, sind über die Hälfte in das Gewebepolster eingesenkt. Wir stellen leicht fest, dass die Mycelhyphen unter den Bechern ein dichtes, fast pseudoparenchymatisches Lager bilden, aus welchem, senkrecht nach aussen und parallel zu einander, zahlreiche dickere keulenförmige Hyphen in lückenlosem Verbande sich erheben, das sogenannte Hymenium bildend. Diese Hyphen, die Basidien, gehen an ihren Enden in gerade Reihen von Sporen über, welche an den Basidien farblos und durch gegenseitigen Druck polygonal, allmählich orangeroth werden und sich abrunden. Höher hinauf trennen sich die Sporen von einander und werden aus der geöffneten Frucht entleert. Die Betrachtung der jüngsten Sporen an den Basidien lehrt uns aber überzeugend, dass dieselben fort und fort durch Querwände von der Spitze der fortwachsenden Basidien abgeschnitten werden. Die einschichtige Wandung der Frucht (der Peridie) besteht aus sehr ähnlich wie die Sporen aussehenden Zellen, die aber polygonal bleiben und sich auch seitlich

nicht von einander trennen. Ihre zierlich fein porösen Wände sind besonders stark auf der Aussenseite verdickt. Die sich entwickelnde Peridie verdrängt und zerstört das sie umgebende Gewebe des Polsters und reisst die Epidermis auf, um nach aussen zu treten. Die vorwiegend auf der Oberseite des Blattes befindlichen birnförmigen Spermogonien zeigen sich, so wie die Aecidiumfrucht, umgeben von einem wenn auch weniger starken Geflecht von Hyphen, von welchen dicht gedrängte, parallele Fäden entspringen und nach der Mittellinie des Organs verlaufen. Diese Fäden sind sehr zart, die in dem oberen Theile des Organs befindlichen treten als zarte Bündel nach aussen hervor. Diese zarten Fäden, die Sterigmen, schnüren an ihren Spitzen äusserst kleine, kugelige Zellchen, die Spermatien ab, die als schleimige Masse aus dem Organ nach aussen entleert werden. Die Sterigmen selbst führen orangerothe Oeltropfen, was dem ganzen Organe die betreffende Farbe, namentlich in seinem äusseren Theile, verleiht. Die Spermatien keimen nicht, ihre Bedeutung ist noch unbekannt; man war geneigt, sie für männliche Geschlechtsproducte zu halten und anzunehmen, dass ein Geschlechtsact die Bildung der Aecidiumfrucht einleitet. — Wie schon erwähnt, lebt der Pilz in zweiter Generation auf Gramineen. Er gehört zu den „heteroecischen“ Parasiten, die im Gegensatz zu den „autoecischen“ ihren Generationswechsel auf verschiedenen Wirthen durchmachen. Dies nachzuweisen ist durch directe Aussaaten der Aecidiumsporen auf Keimpflanzen von Cerealien gelungen.[2])

Die Uredo-Lager der Puccinia graminis treten uns nur zu häufig im Freien, von Mitte Juni an bis zum Herbst, an Roggen, Weizen, Gerste, Hafer und vornehmlich auch an der Quecke (Triticum repens) entgegen. Sie nehmen vorzugsweise die Halme und die Blattscheiden der inficirten Pflanzen in Anspruch. Man erkennt sie leicht als schmale, rostfarbige bis dunkelbraune, den Nerven parallele, braune Streifen. Sie erreichen auf den Blattscheiden und Halmen bis mehrere Centimeter Länge. Die Epidermis des Wirthes wird durch die hervortretenden Sporen-Lager aufgerissen und emporgerichtet. Zuerst treten die rostfarbigen Lager der Uredosporen auf, zu denen allmählich sich die braunen Teleutosporen gesellen. Sie nehmen die Lager der Uredosporen in Anspruch und verdrängen letztere schliesslich vollständig, worauf das Lager dunkelbraun, fast schwarz wird. Gegen Ende des Sommers sind nur Teleutosporen zu finden. — Soweit frisches Material nicht zu haben ist, können in Alcohol eingelegte, ja selbst trockene Pflanzen zur Untersuchung dienen. Wir stellen zunächst einen Querschnitt durch einen Haferhalm her, der mit den rostfarbigen Uredo-Lagern inficirt ist. Wir constatiren an dem Querschnitt leicht, dass die Pilzhyphen nur bestimmte Gewebe des Wirthes durchsetzen; es sind das die chlorophyllführenden, lockeren Gewebsstreifen, welche mit den sklerenchymatisch verdickten in der Peripherie des Stengels abwechseln und von der mit Spaltöffnungen versehenen Epidermis gedeckt werden. Hier sind die Zellen dicht von gegliederten Hyphen umsponnen und ihr Inhalt desorganisirt. An den Stellen, wo der Schnitt ein Lager getroffen hat, sieht man dem Mycelium zahlreiche kurze und zarte, nach aussen gerichtete Zweige entspringen, die an ihrem angeschwollenen Ende eine einzellige Spore, die Uredospore, abschnüren. Die Oberhaut ist

gesprengt, ihre Ränder seitlich emporgerichtet. Die Sporen sind auf verschiedenen Entwicklungszuständen. Die reifen erscheinen länglich-oval und lassen bei hinreichend starker Vergrösserung in ihrer Haut zwei Schichten unterscheiden. Die äussere dunkler braune ist mit zahlreichen kleinen Wärzchen besetzt; die innere weniger dunkle zeigt mehrere, meist vier, regelmässig im Aequator vertheilte Tüpfel. Der Inhalt der Spore ist körnig, in den inneren Theilen lebhaft orangeroth.

Querschnitte durch einen Haferhalm, der die dunkelbraunen Teleutosporen-Lager trägt, zeigen dasselbe Bild des Hyphenverlaufes, wie wir es zuvor gesehen. Die Teleutosporen werden von ebensolchen, nur etwas dickwandigeren Stielen, wie die Uredosporen getragen. Die Teleutosporen sind zweizellig. Beide Zellen zusammen bilden einen umgekehrt eiförmigen Körper, der an beiden Enden sich etwas zuspitzt. Die Sporenhaut ist dunkelbraun. Im Laufe des Sommers untersuchte Pflanzen können zugleich Uredo- und Teleutosporen in dem Lager zeigen.

Ergänzend sei hier hinzugefügt, dass diese Teleutosporen überwintern und erst im nächsten Frühjahr zu einer weiteren Entwicklung fähig sind. Jede der beiden Zellen treibt einen zarten Schlauch, das sogenannte Promycelium, der sich in mehrere Zellen gliedert und von diesen aus kurze, pfriemförmige Fortsätze treibt, die an ihrer Spitze eine nierenförmige „Sporidie“ abgliedern. Diese kann nur Berberis-Blätter inficiren; ist sie auf ein solches, hinreichend junges Blatt gelangt, so dringt ihr Keimschlauch durch die Aussenwand der Epidermiszelle hindurch direct in das Innere der Nährpflanze ein. Wie wir somit sehen, ist der Weg durch die Spaltöffnung, welchen die Keimschläuche der Aecidium- und Uredosporen einschlagen, nicht der einzige, auf dem die Infection möglich ist.

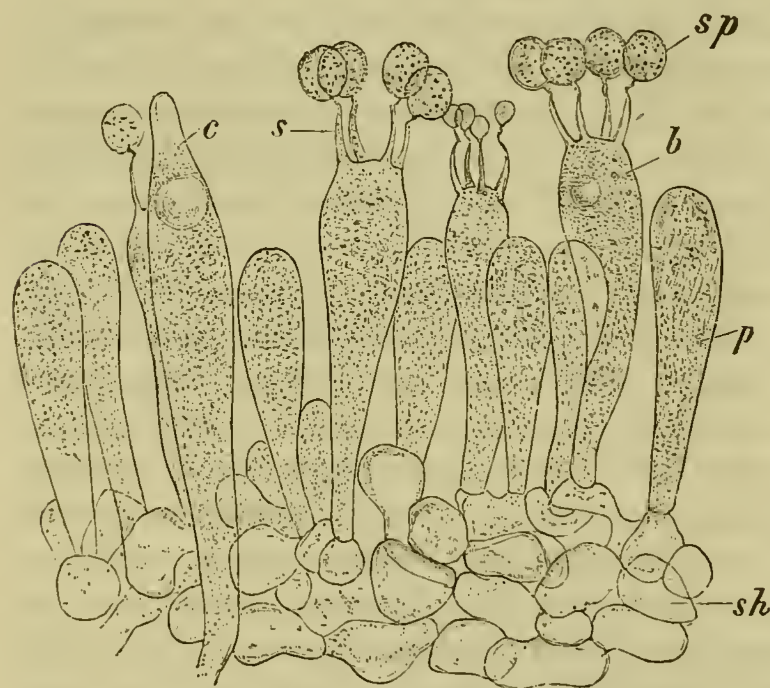


Fig. 89. Russula rubra. Partie aus dem Hymenium. *sh* subhymeniale Schicht; *b* Basidien; *s* Sterigmen; *sp* Sporen; *p* Paraphysen; *c* eine Cystide. Vergr. 540.

Um uns mit dem Bau des Hymeniums der Hymenomyceten [3]) bekannt zu machen, wählen wir am besten eine der zahlreichen Arten des Fliegenschwammes (Amanita), des Champignon (Psalliota) oder Täublings (Russula). Wir wählen hier zur Beschreibung eine Russula, weil dieselbe auch die gleich zu erwähnenden Cystiden besitzt. — Der Hut zeigt an der Unterseite radial angeordnete Lamellen. Diese tragen das Hymenium. Wir schneiden parallel zu dem Verlauf der Lamellen ein schmales Stück aus dem Hut heraus und machen durch dieses senkrecht zu dem Verlauf der Lamellen Querschnitte, die so dünn wie irgend nur möglich sein müssen. Der ganze Querschnitt sieht wie ein

Kamm aus, an dem die durchschnittenen Lamellen die Zähne bilden. Bei schwacher Vergrösserung sehen wir, dass die Hyphen aus der Hutscheibe in die Lamelle treten, geradlinig in der Mediane derselben fortlaufen und sich fort und fort verästelnd Zweige abgeben, die sich schräg gegen die Flanken der Lamelle richten und weiter verzweigen. Ein Theil dieser Zweige schwillt keulenförmig an und endigt blind. Ein grösserer Theil bleibt schlank und bildet ausserhalb der keulenförmig angeschwollenen Zweige, eine dichte Gewebeschicht aus kurzen, rundlichen Gliedern, die als subhymeniale Schicht unterschieden wird. Dieselbe setzt mehr oder weniger scharf gegen die innere Gewebemasse der Lamelle, „die Trama", ab. Die keulenförmig angeschwollenen Zweige der Trama dienen wohl dazu, den Lamellen die nöthige Steifheit zu verschaffen. Dem subhymenialen Gewebe entspringen die Basidien und Paraphysen (Fig. 89). Dieselben haben annähernd parallelen Verlauf, sind den Flanken der Lamellen senkrecht aufgesetzt und bilden das Hymenium. Die Basidien (*b*) sind keulenförmig gestaltet. An ihrem abgeflachten Scheitel bilden sie vier gleichmässig vertheilte, dünne Aestchen, die Sterigmen (*c*). Diese schwellen an ihrer Spitze allmählich zu je einer ellipsoidischen Spore, Basidiospore (*sp*) an. Die Basidiosporen bleiben auch, nachdem sie die volle Grösse erreicht haben, in den meisten Fällen glatt, oder sie erhalten bei manchen Russula-Arten (vergl. Fig. 89) kurze Stacheln auf ihrer Oberfläche. Hierauf werden sie durch eine Scheidewand vom Sterigma abgetrennt und fallen schliesslich ab. Die Abgrenzung und Lostrennung erfolgt ein kurzes Stück unterhalb der Sporenanschwellung, an der Stelle, wo das Sterigma eine leichte Knickung zeigt. Die abgeworfene Spore ist somit mit einem kurzen Stielchen versehen. Kleinere, steril gebliebene Basidien stellen die Paraphysen (*p*) dar. So weit stimmen mit dem beschriebenen Täubling auch die Fliegenschwämme und Champignons überein. Bei dem Täubling kommen nun aber noch zwischen Basidien und Paraphysen vereinzelte „Cystiden" (*c*) hinzu, Gebilde von der Stärke der Basidien, die mit ihrem zugespitzten Ende über die Hymenialfläche ein wenig hinausragen, mit ihrer verschmälerten Basis das subhymeniale Gewebe durchsetzen und sich als directe Zweige der medianen Elemente der Trama darstellen. Alle die genannten Elemente sind an ihrer Basis abgegrenzt durch Scheidewände, sie führen feinkörniges Plasma und nicht selten vereinzelte Oeltropfen.

Um den Bau des Hymeniums einer hoch entwickelten Form der Ascomyceten kennen zu lernen, wenden wir uns am besten an eine Morchel, Morchella esculenta. Selbst getrocknete Exemplare können hier nach dem Aufweichen für die Untersuchung verwerthet werden. Frische sind natürlich vorzuziehen. Die allbekannte Morchel hat einen unregelmässig eiförmigen, gestielten Fruchtkörper, der im Innern eine einfache Höhlung birgt und dessen oberer angeschwollener Theil in tiefe Falten gelegt ist. Die einspringenden Felder oder Kammern sind mit Hymenialgewebe bekleidet, während dasselbe an den vorspringenden, exponirten Rippen nicht zur Entwicklung kommt. Sehr leicht sind entsprechende Schnitte zu bekommen, die senkrecht gegen die Oberfläche irgend einer Kammer geführt sein müssen. Das Hymenium besteht aus annähernd parallel

gestellten Sporenschläuchen (Asci) und Saftfäden (Paraphysen) (Fig. 90). Die Schläuche (*a*) sind fast cylindrisch und enthalten in ihrem oberen Theile acht aneinander gedrängte, ellipsoidische, einzellige Sporen. Ausser den Sporen ist noch das zum Theil stark lichtbrechende Epiplasma in dem Ascus vorhanden. Die Paraphysen sind bräunliche, nach oben zu etwas angeschwollene, septirte Fäden. Ihre oberste Zelle ist besonders lang. Sie erreichen nicht die Höhe der Asci. Asci und Paraphysen entspringen als Hyphenendigungen dem dicht verflochtenen, flach ausgebreiteten subhymenialen Gewebe. Dieses ruht auf dem lockerer gebauten, innern Hyphengeflecht des Fruchtkörpers. Zusatz von Jodjodkaliumlösung färbt die Epiplasmamassen in den Asci rothbraun. Diese Reaction ist für Epiplasma charakteristisch und neuerdings als Glycogenreaction gedeutet worden.[4]) Die charakteristischen Eigenheiten dieser Reaction zeigen sich beim Erwärmen. Zu dem in Wasser liegenden, durch Zusatz von Jodjodkalium tingirten Präparate wird etwas Wasser zugesetzt, doch nicht so viel, um es zu entfärben, dann wird vorsichtig erwärmt, ohne dass der Siedepunkt erreicht wird und über weissem Papier verglichen, ob die Färbung blasser geworden. Ist dies geschehen, so wird das Präparat rasch abgekühlt und es tritt die bei grösseren Präparaten schon dem blossen Auge sichtbare, dunklere Färbung wieder ein.[5]) Mit Hülfe der Jodjodkaliumfärbung lässt sich die Basis mancher Asci ziemlich tief in das Subhymenialgewebe verfolgen. Der Inhalt der Sporen, der Paraphysen, des Subhymenialgewebes und der Gewebe im Innern des Fruchtkörpers färbt sich gleichzeitig gelb bis gelbbraun.

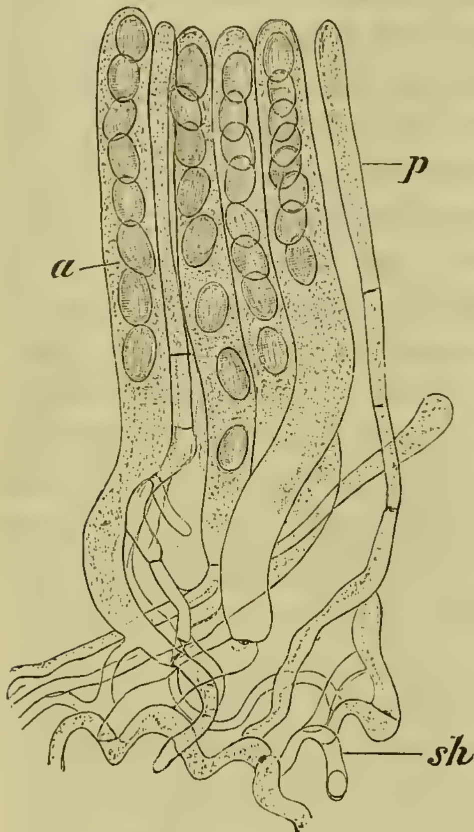


Fig. 90. Partie aus dem Hymenium von Morchella esculenta. *a* Asci; *p* Paraphysen; *sh* subhymeniales Gewebe. Vergr. 240.

Der Pilz im Thallus der Flechten gehört, von ganz seltenen Ausnahmen abgesehen, zu den Ascomyceten. Die uns bereits bekannte Anaptychia ciliaris fructificirt sehr reich. Die Apothecien sind schüsselförmig mit vom Thallus aus gebildetem Gehäuse. Dieses verschmälert sich unter dem Apothecium stielartig. Ein Querschnitt durch diesen Stiel zeigt radiären Bau, mit gleich dichter Rindenschicht und auf diese folgender gleichartiger Gonidienschicht im ganzen Umkreis. Das Innere des Stiels wird von dem aus lockerem Hyphengeflecht gebildeten Mark eingenommen. — Wir führen weiterhin mediane Längsschnitte durch das Apothecium. Diese zeigen uns das aus dem Thallusgewebe gebildete Gehäuse. Die Gonidienschicht reicht bis an dessen Rand, der stellenweise in cilienartige Fortsätze auswächst. Der Apotheciumstiel hat sich schüsselartig erweitert, um das Hymenium aufzunehmen, das auf dessen Markgewebe ruht. Das Hymenium zeichnet sich durch etwas bräunliche Färbung aus. Es besteht aus sehr zahlreichen, langen, äusserst schmalen, septirten Fäden, den Paraphysen; zwischen

diesen, weit weniger zahlreich, stehen die keulenförmigen Schläuche, die Asci. Letztere sind stets von verschiedenem Alter; die reifen führen acht braunwandige Sporen. Diese Sporen sind ellipsoidisch, zweizellig, an der Grenze beider Zellen ein wenig eingeschnürt. Paraphysen wie Asci entspringen einer gleichfarbigen, verfilzten, horizontal ausgebreiteten Schicht von geringer Mächtigkeit, die als Subhymenialschicht unterschieden wird. Diese ruht erst auf dem Markgewebe des Stieles, von dem sie sich durch ihre bräunliche Färbung und den Mangel an luftführenden Räumen abhebt. Während, wie wir gesehen haben, die Hyphen des Thallus selbst mit Chlorzinkjodlösung nicht blau zu färben sind, nimmt das Hymenialgewebe schon nach Zusatz von ein wenig Jodjodkaliumlösung dunkelblaue Färbung an. Die Wände der Hymenialelemente sind aus einer besondern Modification von Cellulose, die als Stärkecellulose unterschieden worden ist, gebildet. — Durchmustert man den Thallus von Anaptychia ciliaris mit der Lupe, so fallen an einzelnen Stellen desselben warzenförmige, einzeln oder in Gruppen stehende Erhebungen auf. Werden an solchen Stellen zarte Querschnitte in grosser Zahl geführt, so gelingt es auch wohl, eine solche Anschwellung zu treffen (Fig. 91). Sie erscheint dann als eiförmiges, in den Thallus eingesenktes, mit einem Porus nach aussen mündendes Gebilde, und ist nunmehr als Spermogonium zu erkennen. Es nimmt dasselbe fast die ganze Tiefe des Thallus ein, wird seitlich von der Gonidienschicht umfasst und zeigt sich im Innern gebildet aus zarten, kurzgliedrigen, annähernd radial einzeln oder in Bündeln angeordneten Fäden, den Sterigmen (vergl. die Figur). Die Längsaxe des Organs wird von einer cylindrischen Höhlung durchsetzt, welche stäbchenförmige Spermatien, die von den Enden der Sterigmen abgegliedert werden, aufnimmt. Durch die obere Oeffnung des Spermogoniums können die Spermatien dann nach aussen treten. Für Collemaceen ist die Function der Spermatien als männliches Geschlechtsproduct nachgewiesen worden,[6]) für andere Flechten ist ihre Bedeutung noch unbekannt.



Fig. 91. Querschnitt durch den Thallus von Anaptychia ciliaris mit einem median getroffenen Spermogonium *sp*; *c* Rindenschicht, *m* Markschicht, *g* Gonidienschicht des Thallus. Vergr. 90.

Anmerkungen zum XXIV. Pensum.

[1]) Vergl. de Bary, Monatsber. d. k. Akad. d. Wiss. in Berlin für das Jahr 1865, pag. 15. Kny, Bot. Wandtafeln, pag. 68. Frank, die Krankh. d. Pfl., pag. 454.

[2]) de Bary, Monatsber. d. k. Akad. d. Wiss. zu Berlin für das Jahr 1866, pag. 206.

[3]) Vergl. de Bary: Morph. u. Phys. der Pilze, pag. 112; Goebel, Grundzüge, pag. 143. In beiden die übrige Litteratur.

[4]) Leo Errera, L'épiplasme des Ascomycètes 1882. Dort auch die Litteratur zum Epiplasma.

[5]) l. c. pag. 45.

[6]) E. Stahl, Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Flechten, Heft I, 1877.

XXV. Pensum.

Die Reproduction bei den Moosen.

Die uns bereits bekannte Marchantia polymorpha, aus der Gruppe der Lebermoose, vermehrt sich rasch auf vegetativem Wege durch ihre Brutknospen. Solche sind bei den Lebermoosen überhaupt häufig, hier treten sie uns in einer besonders exquisiten Form entgegen. Die Brutknospen der Marchantia entstehen auf der Rückenfläche des Thallus in becherförmigen Behältern. Die Becher haben einen schön gezähnten Rand, auf ihrem Grunde sind die lebhaft grünen Brutknospen zu sehen. Ein medianer Längsschnitt durch den Becher, parallel zur Längsaxe des tragenden Sprosses geführt, zeigt, dass der Becher nach oben zu sich zunächst etwas verengt und dann erst ziemlich plötzlich zu dem äusseren Saume erweitert. Das Luftkammern bildende Gewebe setzt sich in die Aussenseite des Bechers, bis oberhalb seiner äusseren Erweiterung fort. Der Grund des Bechers ist von einzelligen Keulenpapillen eingenommen, deren Membranen zu Schleim aufquellen. Zwischen den Keulenpapillen finden sich vereinzelt auch zweizellige;[1]) dann auch solche, deren obere Zelle sich weiter quer getheilt hat. Die untere Zelle bleibt dauernd einfach und bildet die Stielzelle; die Nachkommen der oberen Zelle theilen sich alsbald longitudinal. Die Anlagen werden immer vielzelliger, gewinnen bedeutend an Flächenausdehnung, werden in der Mitte mehrschichtig. Andere Anlagen haben endlich den fertigen, bisquitförmigen Zustand erreicht. Ihr einzelliger Stiel kann leicht durchrissen werden. Die Ablösung der Brutknospen und ihre Entleerung aus dem Becher erfolgt durch Vermittlung des stark quellbaren Schleimes, der von den einzelligen Keulenpapillen am Grunde des Bechers erzeugt wird. Die beiden seitlichen Einbuchtungen der bisquitförmigen Brutknospe bergen je einen Vegetationspunkt, den kurze Papillen schützen. Die Zellen der Brutknospe sind chlorophyllreich, doch fallen auf beiden Flächen grössere chlorophyllfreie Zellen auf, die sich der Mitte näher halten, sonst unregelmässig zerstreut sind. Am Rande führen einzelne Zellen Oelkörper. Die grossen, chlorophyllfreien Zellen sind es, die nach der Aussaat der Brutknospen sich in ein bis zwei Tagen zu Wurzelhaaren entwickeln und zwar nur auf der Schattenseite der Brutknospe, während ihre Lichtseite zur morphologischen Oberseite sich ausbildet.[2])

Die Geschlechtsorgane der Marchantieen stehen auf besonderen Receptakeln, die wir bei derselben Marchantia polymorpha betrachten wollen.[3]) Männliche und weibliche Receptakeln sind leicht zu unterscheiden, die ersteren stellen scheibenförmige, die letzteren schirmförmige Gebilde dar. Die beiden Geschlechter sind auf verschiedene Pflänzchen vertheilt; die Receptacula sammt ihren Stielen stellen umgebildete Zweigsysteme der letzteren dar. Wir führen zwischen Holundermark zarte Längsschnitte durch das weibliche Receptaculum aus und überzeugen uns, dass dasselbe auf seiner Oberseite ganz den Bau der Rückenfläche des Thallus zeigt, und dass ebenso seine Unterseite der Ventralfläche des Thallus entspricht, Rhizoide und Schuppen trägt. In der Oberseite sind aber in besonderen

Höhlungen die Antheridien (Fig. 92*A*) eingesenkt. Auf gelungenen Schnitten stellen wir fest, dass in jeder Höhlung sich nur ein Antheridium nebst einigen kurzen, einzelligen Paraphysen (*p*) befindet; die Höhlung schliesst bis auf einen engen Kanal über dem Antheridium zusammen. Das Antheridium stellt einen kurz gestielten, ovalen Körper mit einschichtiger, chlorophyllhaltiger Wandung dar. Die Specialmutterzellen der Spermatozoiden sind durch fortgesetzte, sich rechtwinklig schneidende Theilungsschritte angelegt worden und bilden selbst im fast reifen Antheridium noch geradlinig angeordnete Quer- und Längsreihen (vergl. die Figur). Kurz vor der Reife des Antheridiums treten die Spezialmutterzellen der Spermatozoiden, sich abrundend, aus dem Verbande, die Wandung des Antheridiums reisst am Scheitel und die kleinen, runden Zellen werden entleert. Bringt man einen Tropfen Wasser auf die Oberfläche eines erwachsenen Hutes, so sieht man das Wasser sich rasch über dessen ganze Fläche ausbreiten und alsbald milchig werden. Untersucht man nunmehr dieses Wasser bei starker Vergrösserung, so erblickt man in demselben eine Unzahl entleerter Spermatozoidzellen. Sie bleiben noch eine kurze Zeit ruhig liegen, wobei die Zellmembran quillt. Schliesslich wird dieselbe durchrissen und das Spermatozoid entweicht in das umgebende Wasser. Die Spermatozoiden sind relativ sehr klein, haben einen fadenförmigen Körper und zwei lange Cilien, am hinteren Ende haftet ihnen ein Bläschen an, das sie während des Schwärmens verlieren. Um sie deutlich zu sehen, setzen wir dem Präparat einen Tropfen 1 % Ueberosmiumsäure zu und können nun die schön fixirten Gebilde bequem studiren (Fig. 92 *B*). Dasselbe erreichen wir durch Zusatz einer Spur Jodjodkaliumlösung.

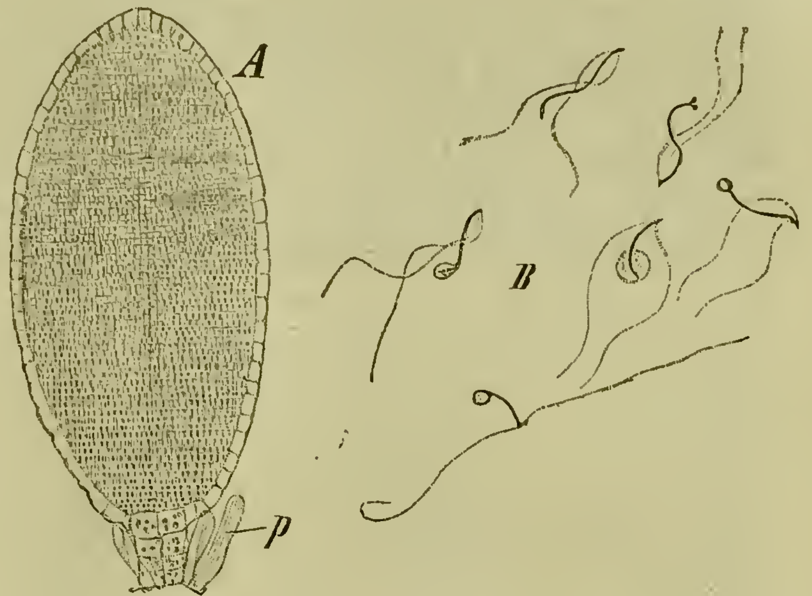


Fig. 92. Marchantia polymorpha. *A* ein fast reifes Antheridium im optischen Durchschnitt, *p* Paraphysen. *B* Spermatozoiden mit 1% Ueberosmiumräure fixirt. *A* 90 Mal, *B* 600 Mal vergr.

Das weibliche Receptaculum bildet, so wie das männliche, eine radial ausgebreitete Inflorescenz und zwar sind im allgemeinen neun Strahlen vorhanden und zwischen diesen acht Archegonienreihen an der Unterseite des Receptaculums befestigt. Auffallend ist im Verhältniss zum männlichen Receptaculum der Unterschied, dass hier die Geschlechtsorgane auf der Unterseite stehen, doch hängt diese Erscheinung mit einer frühzeitigen Verschiebung der Vegetationspunkte nach der Unterseite des Receptaculums zusammen. Unter dem Simplex werden wir constatiren können, dass jede zwischen zwei Strahlen liegende Archegonienreihe von einer gemeinschaftlichen, einschichtigen, schleierartigen, am Rande gefransten Hülle umfasst wird. Wir führen zwischen Daumen und Zeigefinger zarte Längs-

schnitte durch ein relativ junges Receptaculum, und finden an einzelnen dieser Schnitte unschwer die weiblichen Geschlechtsorgane, die Archegonien. Die ältesten liegen nahe dem Rande, die fortschreitend jüngeren immer näher dem Stiele. Die ersten, reifenden Archegonien zeigen ihren Hals am Rande der Scheibe vorbei nach oben umgebogen, die folgenden sehen gerade nach unten. Ein annähernd reifes Archegonium (Fig. 93 *A*) lässt einen kurzen Stiel, einen Bauchtheil und einen Halstheil unterscheiden. Die Wandung am Bauchtheil, wie am Stiel ist einschichtig. Die Centralzelle des Bauchtheils ist erfüllt vom Ei und der vom Ei kurz vor der Reife abgetrennten Bauchkanalzelle. Im Ei ist der Zellkern leicht zu sehen. Der Hals ist durchzogen von dem Halskanal, der aus einer Reihe von vier Halskanalzellen hervorgegangen ist, deren Querwände aufgelöst wurden. Der desorganisirte Inhalt der vier Halskanalzellen ist zu einem zusammenhängenden Strange verschmolzen.— Zwischen den Archegonien sieht man zahlreiche, kleine, blattartige Schuppen dem Receptaculum entspringen. Ebenso hat man an vielen Präparaten die einschichtige Fläche der am Rande gefransten, den ganzen Archegoniumstreifen schützenden Hülle vor Augen. Zahlreiche Zellen derselben enthalten Oelkörper.

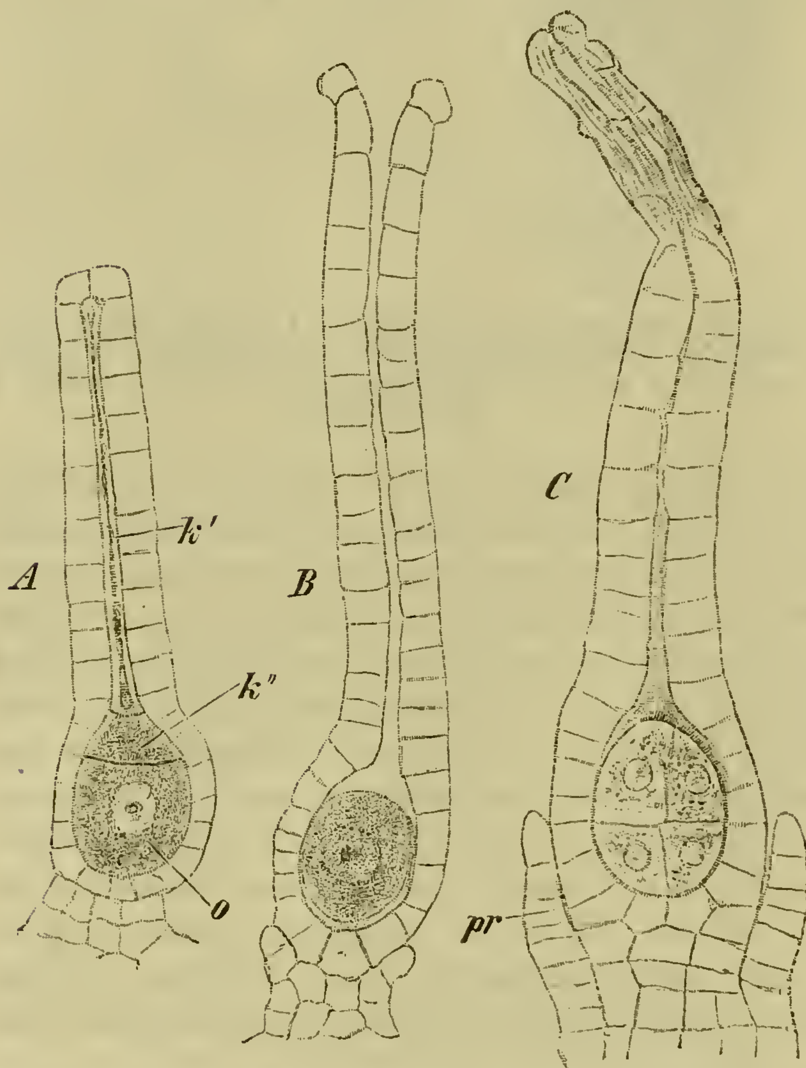


Fig. 93. Marchantia polymorpha. *A* junges, *B* geöffnetes Archegonium; *C* befruchtetes Archegonium nach erfolgtem Beginn der Keimbildung. *k'* Halskanalzelle; *k''* Bauchkanalzelle; *o* Ei; *pr* Perianthium. 540 Mal vergrössert.

Es ist relativ leicht, das Oeffnen des Archegoniums direct unter dem Mikroskop zu sehen. Man führt rasch Längsschnitte durch eine weibliche Inflorescenz, die sich noch nicht oder nur wenig auf ihrem Stiel erhoben hat, legt sie trocken unter ein Deckglas und durchmustert unter dem Mikroskop. Glaubt man ein reifes Archegonium erkannt zu haben, so bringt man, während man beobachtet, einen Wassertropfen an den Rand des Deckglases. Nach Zutritt desselben öffnet sich das Archegonium fast sofort. Die Ursache des Oeffnens liegt in der starken Quellung des im Halskanal befindlichen Inhalts. Die Halszellen weichen am Scheitel des Halses aus einander. Es tritt der Inhalt der Halskanalzellen nach aussen hervor, dann folgt der Inhalt der Bauchkanalzelle. Der homogene Theil dieses Inhalts wird von einem

stark quellenden Schleime gebildet, der sich im umgebenden Wasser vertheilt, die körnigen Inhaltsmassen bleiben im umgebenden Wasser liegen, wo sie sich langsam desorganisiren. Gleich nach Entleerung der Bauchkanalzelle hat sich das Ei in der Centralzelle des Bauchtheils abgerundet (Fig. 93 *B*). An seinem vorderen Rande ist öfters, doch nicht immer, eine hellere Stelle, der Empfängnissfleck, zu unterscheiden. Auch das Eindringen der Spermatozoiden in den Halskanal kann man bei dieser Pflanze leicht beobachten. Man setzt zu diesem Zwecke statt reinen Wassers, einen solchen Tropfen dem Präparat zu, der zuvor auf einem reifen, männlichen Receptaculum verweilt hat. Die Spermatozoiden sammeln sich alsbald in dem von einem Archegonium ausgestossenen Schleime und man sieht sie in den Hals eintreten, wo sie unsichtbar werden. Es wird vom Archegonium ein Stoff ausgeschieden, der als chemischer Reiz auf die Spermatozoiden wirkt und deren Bewegungsrichtung bestimmt. So gelangen sie in den vom Archegonium ausgestossenen Schleim, in dem sie sich langsam in der Richtung zur Halsöffnung fortbewegen. — Interessant ist es zu constatiren, dass an einem unbefruchteten Archegonium der Halstheil sich nicht schliesst und das Archegonium in solchem Zustande langsam zu Grunde geht. Ist hingegen spermatozoidenhaltiges Wasser dem Präparate zugesetzt und das Ei befruchtet worden, so schliesst sich der Halstheil, durch von oben nach unten fortschreitende Verengung, schon nach wenigen Stunden. Hebt man das Präparat auf, so kann man nach 24 Stunden das Vorhandensein einer Cellulosehaut um das befruchtete Ei schon leicht erkennen. In den nächstfolgenden Tagen nimmt die Dicke dieser Cellulosehaut noch zu.

Die befruchteten Archegonien, denen man auf den Längsschnitten begegnet, zeigen einen geschrumpften und gebräunten Halstheil, während das Ei sich getheilt zeigt (Fig. 93 *C*). Um die Basis des Archegoniums beginnt sich, aus dem Fuss desselben, eine becherförmige Hülle, das sogenannte Perianthium (*pr*) zu entwickeln. Dieselbe hüllt alsbald das ganze angeschwollene Archegonium ein. Auf Längsschnitten durch die Receptacula, welche ihre Randstrahlen bereits emporgerichtet haben, sieht man die lebhaft grünen, angeschwollenen Archegonien mit entsprechend erweiterter Basis der Receptacularfläche aufsitzen, geschmückt am Scheitel von dem Rest des Archegoniumhalses. — Aus dem befruchteten Ei geht allmählich das Sporogonium hervor, das man schliesslich auf Längsschnitten zu sehen bekommt, die man durch noch ältere Receptacula darstellt. Diese Sporogone bilden eine kurz gestielte, ovale, gelblichgrüne Kapsel. Die Wand dieser Kapsel ist einschichtig, breitet man sie mit den Nadeln aus und betrachtet sie bei stärkerer Vergrösserung, so fallen die charakteristischen Verdickungsringe in den sonst dünnwandigen Zellen auf. Die gelbwandigen Sporen sind fein punktirt. Zwischen denselben liegen schmale, lange, an den Enden zugespitzte Zellen, welche durch je zwei braune Schraubenbänder an ihrer Wand ausgezeichnet sind, es sind das die Schleuderer oder Elateren. Das Innere der Kapsel wird ausschliesslich von Sporen und Elateren erfüllt. An bereits geöffneten Kapseln stellt man fest, dass dieses Oeffnen mit mehreren zurückgekrümmten Zähnen am Scheitel erfolgte. Die Elateren sind stark hygro-

skopisch, krümmen sich hin und her bei Feuchtigkeitsänderungen der Atmosphäre und verhelfen so zur Sporenaussaat. — Nicht bei allen Marchantieen werden die Geschlechtsorgane auf besonders ausgebildeten Receptakeln emporgehoben und bei anderen Lebermoosen fehlt diese Erscheinung überhaupt. Dagegen kommt es dort öfters vor, dass der Stiel des Sporogoniums sich bedeutend streckt und die Kapsel mit den Sporen emporhebt, was die Sporenaussaat fördert.

Die Antheridien der Laubmoose untersucht man am besten bei einer Gattung, welche auffällige männliche „Blüthen" bildet. Wir wählen einen Repräsentanten der Gattung Mnium, nämlich das allgemein verbreitete Mnium hornum, das im Mai sehr reichlich „blüht" und gleichzeitig auch weibliche „Blüthen" und Sporogonien der Untersuchung bietet. Die männlichen Blüthen sind freilich viel auffälliger als die weiblichen und gilt es letztere oft länger zu suchen. Die männlichen Blüthen sind dunkelgrün, scheibenförmig, von einer Rosette aus Laubblättern, den sogenannten Hüllblättern oder Perigonialblättern umfasst. Nach dem Innern der Blüthe zu nehmen diese Blätter rasch an Grösse ab. In den Achseln der äusseren, vornehmlich aber der inneren Hüllblätter stehen zahlreiche Antheridien und Paraphysen, die auch den ganzen Axenscheitel überziehen. Dies zeigen leicht mediane Längsschnitte der Blüthen, die man am besten zwischen den Fingern ausführt, den Blüthenscheitel beim Schneiden abwärts kehrend. Man sieht an diesen Längsschnitten, dass die Blüthenaxe an der Insertionsstelle der Geschlechtsorgane blüthenbodenartig erweitert, in ihrer Mitte sogar ein wenig vertieft ist. Das centrale, den Mnium-Arten eigene Leitbündel, hat eine entsprechende Erweiterung erfahren und endet in einem chlorophyllhaltigen Gewebe, das sich unter dem Blüthenboden ausbreitet. Die Antheridien und die Paraphysen sind ohne weiteres als solche zu erkennen und ihr Bau leicht zu ermitteln. Die Antheridien sind keulenförmige, an beiden Enden etwas verjüngte, kurz gestielte Körper. Die Zellen ihrer Wandung enthalten zahlreiche Chlorophyllkörner. Wo der Längsschnitt ein Antheridium geöffnet hat, sieht man, dass die Wand desselben einschichtig ist. Der Inhalt besteht aus kleinen, farblosen Zellen, deren Scheidewände auf jüngeren Entwicklungszuständen deutlich rechtwinklige Schneidung zeigen. Der hervorgetretene Inhalt durch den Schnitt geöffneter, älterer Antheridien zeigt sich aus abgerundeten, doch noch mit einander verklebten Zellen gebildet, den Spermatozoidzellen, in denen der fadenförmige Körper der Spermatozoiden öfters schon zu erkennen ist. Die Chlorophyllkörner am Scheitel reifender Antheridien nehmen etwas bräunlichen Ton an. Entleerte Antheridien sind an ihrem Scheitel geöffnet. Die Paraphysen zeigen sich uns als einfache Zellfäden, deren Zellen allmählich nach oben zu anschwellen, dann sich aber (wenigstens die oberste) wieder verjüngen, wobei die oberste Zelle stets zugeschärft ist. Die Wände der Zellen sind öfters in den unteren Theilen der Paraphysen, manchmal auch höher an denselben hinauf, gebräunt, sie führen Chlorophyll. Querschnitte durch die unteren Theile der Blüthe geführt, zeigen in instructiver Weise die Vertheilung der Antheridien, ihr Verhältniss zu den Hüllblättern und den Paraphysen, auch führen sie uns zahlreiche Querschnitte durch die Antheridien vor.

Noch auffallender als die männlichen Blüthen von Mnium sind die rothgefärbten der Polytrichum-Arten, die man ebenfalls im Mai findet. Wir wählen Polytrichum juniperinum zur Untersuchung. Die äusseren Hüllblätter, welche das Perigon bilden, differiren, abgesehen von ihrer Färbung, noch dadurch von den Laubblättern, dass ihr einschichtiger Scheidentheil sich bis an die Blattspitze fortsetzt. Die Bildung der grünen, für Polytrichum charakteristischen Lamellen bleibt auf den obersten Blatttheil und zwar fast nur auf den Nerven beschränkt. An den rasch kleiner werdenden, das Innere der Blüthe einnehmenden, rothbraunen Hüllblättern, werden die grünen Lamellen nur noch auf der äussersten, nach aussen scharf umgebogenen Spitze erzeugt. So erscheint das Blatt schliesslich fast nur auf seinen Scheidentheil reducirt. Die Antheridien und Paraphysen stehen in den Achseln der Hüllblätter. Die Mitte der Blüthe wird aber von einer vegetativen Knospe eingenommen in die sich der Centralstrang des Stämmchens fortsetzt. Daher auch die für Polytrichum normale, spätere Durchwachsung der männlichen Blüthen. Die Antheridien haben den nämlichen Bau wie bei Mnium. Die Paraphysen, in ihrem unteren Theile einen langen Zellfaden bildend, erweitern sich an ihrer Spitze meist zu einer spatelförmigen, einschichtigen Zellfläche. Drückt man eine männliche Blüthe von Polytrichum etwas zwischen den Fingern zusammen, so tritt der Inhalt der Antheridien als milchiger, auf dem rothbraunen Grunde deutlich sichtbarer Schleim hervor.

Die weiblichen Blüthen von Mnium hornum sind durchaus nicht so sichtbar wie die männlichen und gilt es oft länger nach denselben zu suchen. Die betreffenden Pflänzchen haben weit geringere Höhe als die männlichen und etwas dunkleres Laub. Die oberen Blätter schliessen knospenförmig zusammen, um die weiblichen Geschlechtsorgane, die Archegonien, zu schützen. Wie der mediane Längsschnitt zeigt, ist der Scheitel der Blüthenaxe zwar nicht wesentlich erweitert, doch stark abgestumpft und hieraus können wir bereits entnehmen, dass wir es mit einer weiblichen Blüthe zu thun haben, auch wenn es uns nicht sogleich gelingt die Archegonien ausfindig zu machen. Das centrale Leitbündel des Stämmchens ist unter dem Blüthenboden etwas angeschwollen und schliesst, wie unter der männlichen Blüthe, in chlorophyllhaltigem Gewebe ab. Die Hüllblätter, welche das weibliche Perigon (man hat es auch Perigynium, dasjenige hermaphroditer Blüthen Perigamium genannt) bilden, nehmen, laubblattartig bleibend, nach der Mitte der Blüthe zu an Grösse ab; der Scheitel der Blüthe wird von nur wenigen Archegonien eingenommen, so dass es gilt einen streng medianen Schnitt zu führen, um die Archegonien zu treffen. Die Archegonien sind in der Hauptsache ebenso wie diejenigen der Lebermoose gebaut, doch ist ihr Fusstheil viel stärker entwickelt, nur wenig nach unten verschmälert und bildet die Hauptmasse an der untern Hälfte des Archegoniums. Das Ei erscheint aus diesem Grunde relativ klein. Man muss es dicht unter dem Beginn des Halses suchen, der hier nur wenig schmäler als der Bauchtheil sich zeigt. Der Chlorophyllgehalt der Zellen macht das Archegonium wenig durchscheinend, daher werden meist das Ei und die Kanalzellen des Halses erst nach Kalizusatz sichtbar. In den Achseln der Hüllblätter stehen zahlreiche

kurze Paraphysen. Sie bestehen aus einer Reihe kurzer, nach oben zu etwas anschwellender Zellen. Die untersten Zellen dieser Paraphysen sind öfters braun geworden.

Wir knüpfen hier mit dem Studium des Sporogoniums bei demselben Mnium hornum an. Das Sporogonium, die sogenannte Moosfrucht, besteht ausdem Stiel (Seta) und der Kapsel. Mit dem Grunde des Stiels ist es in das Gewebe der Mutterpflanze eingesenkt. Die aus dem vergrösserten Archegonium hervorgegangene „Haube" (Calyptra), welche die jugendliche Kapsel deckt, wird hier frühzeitig abgeworfen, so dass es meist schwer fällt sie zu finden. Sie ist einseitig bis auf ihren verschmälerten Scheitel hin aufgeschlitzt, von einer, zum Theil auch zwei Schichten gestreckter Zellen gebildet. Der verschmälerte Scheitel endet in einer gebräunten Spitze, die dem Archegoniumhalse entspricht. An der Basis, da wo sie durch das wachsende Sporogon abgesprengt wurde, erscheint sie wie abgeschnitten. Den Scheitel der von der Calyptra entblössten Kapsel nimmt der mit kurzem Schnabel versehene Deckel ein. Mit einer Nadel lässt er sich leicht ablösen, worauf der mit Zähnen besetzte Rand der Kapselurne zum Vorschein kommt. Die Zähne bilden das Peristom oder den Mundbesatz. Der obere, in die Kapsel übergehende Theil des Stieles heisst die Apophyse. Im vorliegenden Falle ist letztere durch eine ganz schwache Einschnürung von der Kapsel abgesetzt und zeichnet sich von derselben durch ihre braune Färbung aus. Bei einigen Laubmoosen, so den Splachnaceen, wird die Apophyse weit stärker als die Kapsel. Wir führen, um uns über den Bau des Peristoms zunächst zu orientiren, einen Schnitt quer durch die Kapsel, dicht unter dem Urnenrande, heben denselben ab und stellen ihn, mit den Zähnen nach oben, auf den Objectträger. Wir stellen den Mikroskopspiegel ab und betrachten das Object bei auffallendem Lichte. Hierbei können wir nur schwache Vergrösserungen anwenden. So stellen wir fest, dass die Zähne dem Innenrand der Urne inserirt, dass sie keilförmig zugespitzt und quer gestreift sind. Hauchen wir während der Beobachtung das Object leise an, so sehen wir die Zähne nach innen zusammenneigen. Sie sind hygroskopisch, krümmen sich bei feuchtem Wetter nach innen und verschliessen so die offene Kapsel, während sie bei trockenem Wetter sich nach aussen biegen und die Kapsel wieder öffnen. Wir zählen 16 Zähne an der Urne. Wir legen den jetzt eben betrachteten Schnitt in einen Wassertropfen, und reissen ihn mit den Nadeln einseitig auf, breiten ihn hierauf flach aus, bedecken mit einem Deckglas und sehen ihn bei durchfallendem Lichte, zunächst von seiner Aussenseite an. Da fällt uns gleich am Urnenrande eine doppelte Lage geneigt gestellter, papillenartig verlängerter, ziemlich stark verdickter, reichlich Chlorophyllkörner führender Zellen auf. Diese Zellen haben farblose, nur an ihrer Basis gebräunte Wände und hier lösen sie sich leicht zusammenhängend von dem braunen Urnenrande ab. An diesen Zellen erfolgt die Trennung des Deckels, sie bilden den sogenannten Ring am Urnenrande. Mit der Innenseite jetzt nach oben umgelegt, zeigt uns das Präparat, dass die zuvor schon bemerkten Querstreifen an den Zähnen aus deren Innenfläche vorspringende Leisten sind. Ausser dem äusseren von den Zähnen gebildeten Mundbesatz ist aber noch ein innerer vorhanden;

er besteht aus den sogenannten Wimpern. Mnium hornum besitzt somit einen doppelten Mundbesatz, während es auch Bryineen mit nur einem, auch solche ohne Peristom giebt. Die Wimpern, wie auch die Zähne, sind hier flache Lamellen, die durch schwache, aus ihrer Innenfläche vorspringende Leisten, in den unteren Theilen wie in Kammern getheilt, in den oberen quergestreift erscheinen. In ihren unteren Theilen sind sie mit einander zu einer continuirlichen Haut verschmolzen, die sich zwischen je zwei Zähne des äusseren Mundbesatzes ein wenig vorwölbt. Je zwei Wimpern stehen zwischen zwei Zähnen und präsentiren sich schräg von der Kante. Ihre Ränder, der äussere in ganzer Höhe, der innere nur im oberen Theile, sind mit kleinen, sägezahnartigen Vorsprüngen besetzt. In diesen enden die queren Leisten der freien Wimpertheile. Durch diese Sägezähne sind die beiden Wimpern in ihren oberen Theilen mit den Aussenrändern verbunden und verschmelzen schliesslich beide zu einer einzigen, schmalen, langgestreckten Spitze. Mit diesen Wimperpaaren wechseln sehr schmale ab, die drei bis fünf an der Zahl, vor den Zähnen des äusseren Mundbesatzes stehen. — Ein etwas tiefer durch die Kapsel geführter zarter Querschnitt zeigt im Innern derselben das aus grosszelligem Gewebe gebildete Säulchen, oder die Columella. Um diese Columella herum liegt der mit Sporen erfüllte Hohlraum. Die innere Wandung desselben wird von der Columella selbst gebildet, die äussere von einer chlorophyllhaltigen, vorwiegend zweischichtigen Gewebslage, die durch ein sehr lockeres, chlorophyllhaltiges Gewebe von der Kapselwand getrennt erscheint. Die Kapselwandung ist zwei- bis dreischichtig, sie wird von einer scharf abgesetzten Epidermis überzogen. Die Zellen der letzteren sind nach aussen einseitig stärker verdickt. Die Sporen enthalten Chlorophyllkörner, ihre Wand ist bräunlich und mit feinen Wärzchen besetzt; in günstigsten Fällen ist eine dreiflächig pyramidale Zuschärfung der einen Sporenseite zu bemerken. Diese pyramidale Zuschärfung rührt von der tetraëdrischen Lage der Sporen innerhalb ihrer Mutterzelle her; sie entspricht den Contactflächen von je drei Schwestersporen. — Ein genauer medianer Längsschnitt, den wir durch eine noch grüne, mit Deckel versehene, doch bereits fertig ausgebildete Kapsel führen, zeigt uns zu oberst den Deckel, der aus einer Schicht brauner, stark verdickter Zellen nach aussen, aus mehreren Schichten dünnwandiger Zellen nach innen besteht. An der Grenze zwischen Deckel und Urne liegt die doppelte Lage der uns schon bekannten schräg gestellten chlorophyllhaltigen Zellen, an denen die Lostrennung des Deckels erfolgt. Die braunen, nach unten zu angrenzenden Zellen der Urne zeichnen sich durch sehr geringe Höhe aus. An diese kleinen Zellen schliessen nach innen ähnliche an und bilden so eine nach innen vordringende Leiste verdickter, braungefärbter Zellen, an welche die Zähne des äusseren Mundbesatzes ansetzen. Um eine Zelldicke entfernt entspringen die Wimpern. Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, entstehen diese Zähne und Wimpern durch locale Verdickung entgegengesetzter Wände einer und derselben, an das Deckelinnere anschliessenden Zellschicht. Aus bestimmten, mit einander in aufsteigender Richtung verbundenen Theilen der Aussenwände gehen die Zähne hervor, deren Querleisten inneren, anstossenden Querwänden entsprechen, auf welche sich

die Verdickung eine Strecke weit fortgesetzt hat. Die Wimpern gehen aus den verdickten Partieen der inneren Wände dieser Zellschicht hervor und tragen schwache Leisten an den Ansatzstellen nächst innerer Scheidewände.

An unserem medianen Längsschnitt ist der Deckel hohl; das innere Gewebe ist nämlich, nach Anlage der Zähne und Wimpern, zusammengeschrumpft, sich von der Innenfläche der Wimpern, die bis an die Spitze des Deckels reichen, trennend. Dieses Gewebe bildet an der Columella nur noch einen kegelförmig vorspringenden Höcker. Die Columella ist weiterhin ihrer ganzen Länge nach zu sehen, so auch überschauen wir den Sporensack, die äussere Wandung desselben, das lockere Gewebe, welches zwischen dieser und der Kapselwand liegt, endlich auch die letztere. Der Sporensack ist, solange der Deckel nicht abgeworfen wurde, nach oben durch eine schmale Gewebeschicht abgeschlossen. Er öffnet sich später durch Aufreissen derselben. Am Grunde der Kapsel unter dem Sporensack, hat sich ein ringförmiger Hohlraum ausgebildet. Die Apophyse ist, wie es sich jetzt zeigt, mit Spaltöffnungen versehen, denn fast auf jedem medianen Längsschnitt sind solche getroffen. Sie liegen unter dem Niveau der Epidermis; ein Kanal führt auf dieselben hin; eine Athemhöhle schliesst nach innen an. Sie ist von chlorophyllhaltigem Gewebe umgeben, dessen Intercellularräume mit dem ringförmigen Hohlraum unter dem Sporensack und mit den Intercellularräumen des ganzen chlorophyllhaltigen, die Kapselwand von dem Sporensack trennenden Gewebes communiciren. Alle Spaltöffnungen sind der Länge nach getroffen und geben Bilder die, soweit sich hier schon constatiren lässt, mit denjenigen bei Gefässkryptogamen und Phanerogamen übereinstimmen. Letzteres ist um so auffallender, als die Apophysen (respective in anderen Fällen auch die Kapselwand) die einzigen Stellen bei Moosen sind, die echte, nach dem Typus der höheren Pflanzen gebaute Spaltöffnungen tragen. — Um die gewonnenen Eindrücke zu vervollständigen, betrachten wir auch noch Schnitte von der Oberfläche der Kapsel und der Apophyse. Wir constatiren, dass der Oberfläche der Kapsel die Spaltöffnungen fehlen; zwischen den braunwandigen Zellen der Apophyse sehen wir aber Kanäle, die auf die Spaltöffnungen führen. Kehren wir den Schnitt um und betrachten ihn von innen, so können wir, in günstigen Fällen, die, wie bei höheren Pflanzen gebildeten, beiden Schliesszellen der Spaltöffnungen unterscheiden. Auf solchen Schnitten constatiren wir zugleich, dass die grünen Zellen zwischen Kapselwand und Sporensack, in der Längsrichtung mit einander verbunden, dass sie verzweigt sind und ganz wie Algenfäden aussehen. — Auch auf Querschnitten durch die Apophyse hat man Spaltöffnungen meist getroffen, deren beide Schliesszellen sich unschwer zeigen. An der Seta hört die Abgrenzung der Epidermis auf, die Oberfläche wird von zwei bis drei Schichten gelb- bis rothbrauner stark verdickter Zellen eingenommen, deren Lumina nach innen zu allmählich grösser werden. Im Innern der Seta ist ein centrales Leitbündel differenzirt. Mediane Längschnitte aus der Gegend der Apophyse zeigen, dass diese Verhältnisse in der Seta alsbald beginnend, sich ganz allmählich ausprägen.

Anmerkungen zum XXV. Pensum.

[1]) Goebel, die Muscineen in Schenk's Handbuch der Botanik, Bd. II, pag. 338.
[2]) Vergl. A. Zimmermann, Ueber die Einwirkung des Lichtes auf den Marchantienthallus. Arb. aus d. bot. Inst. in Würzburg. Bd. II, pag. 665.
[3]) Leitgeb, Untersuchungen über die Lebermoose. VI. Heft 1881, pag. 20, 117; Goebel, l. c.; Strasburger, Jahrb. f. wiss. Bot. VII., pag. 409 und Befruchtung und Zelltheilung. 1877, pag. 12.

XXVI. Pensum.

Die Reproduction bei den Gefässkryptogamen.

Die Sporangien der Farne stehen, von seltenen Ausnahmen abgesehen, auf der Unterseite der Blätter. Sie bilden meist Gruppen, die als Sori bezeichnet werden. Häufig wird der ganze Sorus von einer Wucherung des Blattes, dem Indusium bedeckt. Das Indusium kann sehr verschieden entwickelt sein. Schlägt sich der Blattrand über den Sorus, so sprechen wir von falschen Indusien. — Als Beispiel für die Untersuchung wählen wir Scolopendrium vulgare. Das Blatt wird von einem starken Mittelnerv durchzogen, von diesem entspringen nur wenig nach vorn geneigte, schwache Seitennerven. In der oberen Hälfte des fertilen Blattes werden die Sori gebildet. Sie halten gleiche Richtung mit den Seitennerven ein. Nach aussen erscheinen sie, mehr oder weniger vollständig, von zwei übereinander greifenden, später klaffenden, lippenförmig entwickelten Indusien bedeckt. — Es kommt nun darauf an, einen zarten Querschnitt durch einen fertilen Blattabschnitt darzustellen. Wir wählen zu diesem Zwecke ein Blatt aus, an dem die Sori sich bereits bräunen, aber die Indusienränder noch nicht klaffen. Wir schneiden mit der Scheere einen schmalen, dem Sorus parallelen Streifen aus dem Blattgewebe heraus, klemmen diesen Streifen zwischen Holundermark ein und führen zarte Querschnitte durch denselben. Der Querschnitt (Fig. 94 *A*) durch das Blattgewebe zeigt uns eine Epidermis an der Ober- und Unterseite und Schwammparenchym, das unter der Epidermis der Oberseite dichter zusammenschliesst. Der scheinbar einfache Sorusstreifen erscheint uns jetzt in zwei zerlegt. Diese stehen rechts und links, einander zugeneigt, dicht über je einem Gefässbündel. Die Blattfläche ist an den betreffenden Stellen rinnenförmig vertieft und springt zwischen den beiden Sori in eine Kante vor. Die mit Sporangien besetzte Epidermis im Grunde der Rinnen stösst unmittelbar an die Gefässbündelscheide. Diese Epidermis der Blattunterseite und der Rinne vereinigen sich, um in das Indusium (*i*) überzugehen. Dieses beginnt daher mit einer doppelten Zellschicht, die alsbald in eine einfache übergeht. Diese Zellschicht hat den Bau der benachbarten Epidermis, nur dass ihr die Spaltöffnungen und Chlorophyllkörner fehlen. Doch sie führt entsprechend kleinere, farblose Chromatophoren. Dem Grunde der Rinne entspringen die Sporangien (*sg*); man sieht sie in verschiedenen Entwicklungszuständen; sie nehmen aus je einer Epidermis-

zelle ihren Ursprung. Schon bei schwacher Vergrösserung (Fig. 94 *A*) unterscheiden wir an jedem Sporangium einen Stiel und eine Kapsel und an älteren Sporangien ist an der Kapsel ein gelbbrauner Ring zu bemerken. Für das weitere Studium wenden wir etwas stärkere Vergrösserungen an (Fig. 94 *B*). Der Stiel geht aus einer einfachen in eine doppelte Zellreihe über. Die Kapsel hat eine einschichtige Zellwand aufzuweisen. Wie die verschiedenen Ansichten der Kapselwand zeigen (*B*—*E*), wird der Ring

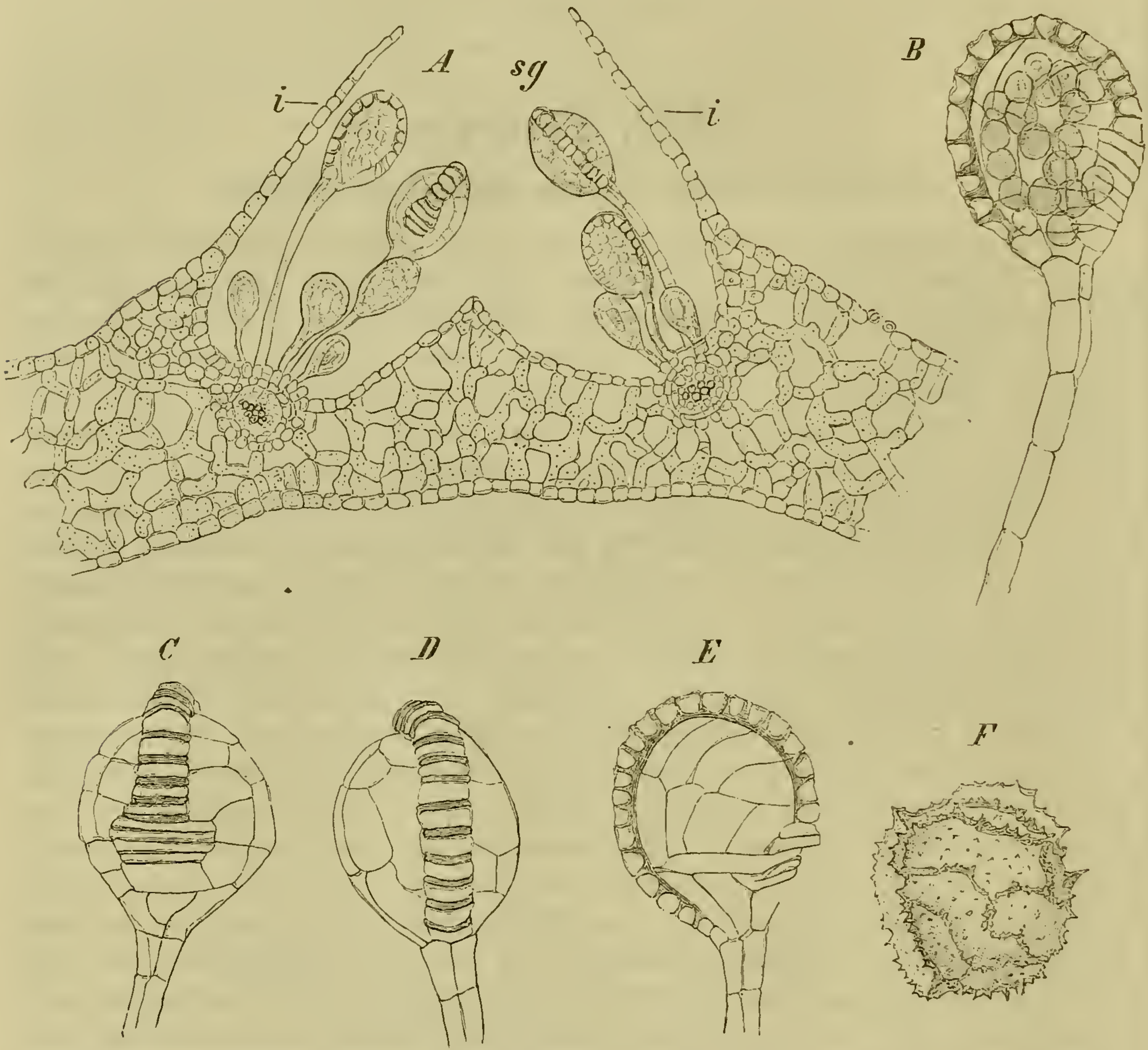


Fig. 94. Scolopendrium vulgare. *A* Querschnitt durch den fertilen Blatttheil; *i* Indusium; *sg* Sporangium. *B*—*E* Sporangien, *B* und *E* von den Flanken, *D* von der Rücken-, *C* von der Bauchseite gesehen; *F* eine Spore. *A* 50, *B* bis *E* 145, *F* 540 Mal vergrösser.

von einer nach aussen vorspringenden Zellreihe dieser Kapselwand gebildet. Diese Zellen bilden eine Reihe, die am Stiele beginnend über den Scheitel läuft und auf der entgegengesetzten Seite sich abflachend und breiter werdend erlischt, ohne den Stiel wieder zu erreichen. Die Innen- und die Transversalwände des Zellringes sind stark verdickt und gebräunt, die Verdickung nimmt an den Transversalwänden in Richtung der Oberfläche ab. Das Sporangium öffnet sich zwischen den breiten Zellen, in welchen der Ring endet (Fig. 94 *C*, *E*); die eine Hälfte dieser breiten Zellen kommt auf die eine, die andere auf die entgegengesetzte Seite der Querspalte

zu liegen. Die Ursache des Aufspringens liegt in dem Ringe, der beim Austrocknen seine Krümmung zu verringern sucht. — Die braune Wandung der reifen Spore zeigt einen schönen Bau (Fig. *F*). Dieselbe ist auf ihrer Aussenfläche besetzt von netzförmig verbundenen, hahnenkammartig vorspringenden Leisten. — Bei Aspidium Filix mas finden wir herznierenförmige Indusien, die mit dem Alter bleifarbig, zuletzt bräunlich werden, etwas schrumpfen und die dunkelbraunen Sori nicht mehr vollständig decken. Die Sporangien haben fast denselben Bau wie bei Scolopendrium. An einzelnen derselben sieht man aus dem Stiele ein kurzes, mit einem einzelligen Köpfchen endendes Drüsenhaar entspringen. Die Sporangien sind auf einer polsterartigen Erhebung, einer Placenta, die über einem Gefässbündel liegt, befestigt. An letzteres setzen netzförmig verdickte Tracheïden an, die sich in der Placenta verbreiten. An ihrem Scheitel trägt die Placenta das mit einer stielförmigen Einbuchtung inserirte Indusium. — Fügen wir einem Präparat, welches reife, doch noch geschlossene Sporangien im Wasser enthält, vom Deckglasrande aus, eine wasserentziehende Flüssigkeit, am besten Glycerin, hinzu, so öffnen sich die Sporangien langsam unter unseren Augen. Dabei wird der Ring schliesslich stark concav. Dann folgt mit einem Rucke eine entgegengesetzte Bewegung, die mehr oder weniger vollständig das Sporangium schliesst. Die ganze Erscheinung kann sich in geschwächtem Maasse hierauf noch ein bis mehr Mal wiederholen. Die Sporangien von Scolopendrium zeigen die Schliessbewegung weniger schön. — Von Interesse dürfte es für uns sein, auch die nackten Sori von Polypodium vulgare ins Auge zu fassen. Die Sori sind ganz ohne Indusien, liegen über je einem Gefässbündelende. Die Placenta tritt kaum über die Fläche des Blattes hervor. Die Sporangien sind nach demselben Typus wie bei den vorhergehenden Arten gebaut.

Wir wählen die Farnkräuter ebenfalls aus, um den Bau der Geschlechtsorgane in der Gruppe der Gefässkryptogamen kennen zu lernen, um eventuell auch den Vorgang der Befruchtung zu verfolgen. Das Prothallium, die erste geschlechtlich differenzirte Generation der Farne ist stets leicht zu beschaffen. Wir erlangen dieselbe durch Aussaat von Sporen, oder indem wir fertige Prothallien sammeln. Dabei wollen wir uns hier nur an die bei uns fast ausschliesslich vorkommende und überhaupt artenreichste Familie der Polypodiaceen halten. Zur Aussaat nehmen wir die Sporen der in allen botanischen Gärten cultivirten und somit leicht zu beschaffenden Ceratopteris thalictroides. Sammeln wir hingegen fertige Prothallien, so kann jede beliebige Polypodiacee zur Untersuchung dienen. Im Freien ist das Auffinden von Prothallien übrigens mit Schwierigkeiten verbunden und wir thun daher gut, dieselben in Gewächshäusern zu suchen. An feuchten, schattigen Wänden, an den Stämmen von Baumfarnen, auf Blumentöpfen sind fast immer Prothallien zu entdecken. Auf der, zur Cultur von Orchideen, Sarraceenien etc. jetzt vielfach angewandten, von Polypodium vulgare durchsetzten Haideerde[1]) finden sich meist zahlreiche Prothallien von Polypodium vulgare ein, die wir hier zur näheren Betrachtung auswählen. Wie bei den meisten anderen Polypodiaceen haben auch bei Polypodium vulgare die Prothallien die Gestalt kleiner, dem Substrat anliegender herzförmiger, lebhaft grüner Blättchen.

Wir fassen ein Prothallium mittlerer Grösse mit der Pincette und zwar an der Stelle, wo es dem Substrat angewachsen ist, und heben es vom letzteren ab. Wir tauchen es unter Wasser, bewegen es in demselben einige Mal hin und her, um die adhärirenden Bodentheilchen abzuspülen, legen es nun, mit der Bauchseite nach oben, in einen Wassertropfen auf den Objectträger und beobachten es unter Deckglas. Das Prothallium ist, wie wir vorhin schon bemerkten, herzförmig. Es besteht aus polygonalen, zahlreiche Chlorophyllkörner führenden Zellen. In der vorderen Einbuchtung liegt das kleinzellige Meristem des Vegetationspunktes. Nur in seiner Mediane ist das Prothallium, wie leicht durch Veränderung der Einstellung sich constatiren lässt, mehrschichtig. Dieser mediane Theil ist das sogenannte Gewebepolster. Dasselbe geht an den Seiten in den einschichtigen Thallus über und flacht sich auch nach der Basis des Prothalliums zu allmählich ab. Aus den hinteren Theilen des Prothalliums entspringen die Wurzelhaare oder Rhizoiden; sie werden vornehmlich in der Mediane des Prothalliums erzeugt. Es sind das lange, einzellige, sich alsbald bräunende Schläuche. Am Rande und der Unterseite des Prothalliums wachsen einzelne Zellen ausserdem zu kurzen, fast ausnahmslos einzelligen Papillen aus, die wie die Rhizoiden durch eine Scheidewand an ihrem Grunde abgetrennt werden. Haben wir relativ junge Prothallien zur Untersuchung gewählt, so sind diese männlich, haben wir zu alte genommen, so tragen diese ausschliesslich weibliche Geschlechtsorgane. Zwischen beiden stehen solche, welche beide Geschlechter vereinigen. Die Geschlechtsorgane stehen wie die Wurzelhaare nur an der Bauchseite des Prothalliums. Die männlichen Geschlechtsorgane (Antheridien) halten sich an die hinteren Theile des Prothalliums. Sie entspringen zwischen den Wurzelhaaren, aber auch weiter, seitlich, ausserhalb derselben. Ihre Bildung schreitet scheitelwärts fort. Sie erscheinen als kugelig vorgewölbte Gebilde (Fig. 95 *A*), die im reifen Zustande innerhalb einer einschichtigen Wandung kleinere, kugelige Zellen in grösserer Anzahl führen. Jenseits der reifen Antheridien stehen bereits entleerte, die an der Bräunung ihrer Innenwände kenntlich sind, und ein sternförmiges Loch in ihrem Deckel zeigen. Vollen Einblick in den Bau der Antheridien erhalten wir nur, wenn wir dieselben im Profil betrachten. Solche Profilansichten sind an manchen zufällig umgebogenen Stellen des Prothalliums nicht selten zu gewinnen; wir erhalten sie auch leicht, indem wir antheridienreiche Prothallien mit Nadeln entsprechend umbiegen. An richtigen Seitenansichten (Fig. 95 *A*) stellen wir nunmehr leicht fest, dass das Antheridium der Mitte einer schwach vorgewölbten Prothalliumzelle (*p*) aufsitzt und durch eine Scheidewand von derselben abgetrennt ist. Die Wand besteht fast ausnahmslos aus zwei Etagen von Seiten-

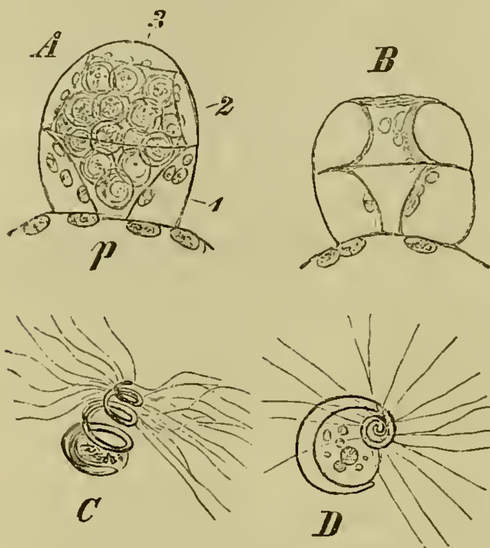


Fig. 95. Polypodium vulgare. *A* reifes, *B* entleertes Antheridium; *p* Prothalliumzelle, 1 u. 2 Ringzellen, 3 Deckelzelle. *A* und *B* 240 Mal vergrössert. *C* ein Spermatozoid in Bewegung; *D* ein mit Jodlösung fixirtes. *C* und *D* 540 Mal vergrössert.

zellen (*1* u. *2*) und einer Deckelzelle (*3*). Die untere Etage besitzt ein weiteres Lumen als die obere und als der Deckel. Die Seitenansicht des entleerten Antheridiums (Fig. 95 *B*) zeigt die Seitenzellen sehr stark angeschwollen, es treten dieselben daher sehr deutlich hervor. Der Innenraum des Antheridiums ist dann entsprechend verengt, die Deckelzelle flachgedrückt und durchbrochen. — Kehren wir nunmehr zur Flächenansicht des Prothalliums zurück und betrachten ein entleertes Antheridium von oben, so können wir an demselben ausserdem feststellen, dass die Seitenzellen ohne innere Gliederung sind. Keinerlei innere Scheidewände sind sichtbar zu machen und so kommen wir zu der Ueberzeugung, dass die Wand des Antheridiums aus ringförmigen Zellen besteht. Jede Etage wird somit von nur einer ringförmig in sich zurücklaufenden Zelle gebildet. Die ganze Wandung des Antheridiums besteht somit aus zwei solchen superponirten Ringzellen und der Deckelzelle. Ringzellen dieser Art sind eine sonst seltene Erscheinung, kehren aber in dem Antheridium der Polypodiaceen constant wieder. Ueberhaupt würden wir an Prothallien anderer Polypodiaceen, sehr ähnlich wie hier gebaute Antheridien wiederfinden. Eine häufige Abweichung von der hier gebildeten Form wäre nur die, in welcher das Antheridium eine untere, flache Stielzelle erhält und die Seitenwandung von nur einer Ringzelle gebildet wird. — Hat man Prothallien zur Untersuchung gewählt, die seit längerer Zeit nicht benetzt wurden, so dürfte man nicht lange auf die Entleerung einzelner, reif gewordener Antheridien warten. Der Mechanismus der Entleerung beruht auf dem Druck, den die ringförmigen Seitenzellen auf den Inhalt ausüben, ausserdem ist auch eine quellbare Substanz zwischen den gesonderten Inhaltszellen des Antheridiums vertreten. Die Deckelzelle wird schliesslich durchbrochen und der Inhalt aus dem Antheridium herausgepresst, wobei die Ringzellen an Grösse zunehmen. Der Inhalt des Antheridiums tritt in Gestalt isolirter, kugeliger Zellen, der Spermatozoidzellen, hervor, die zunächst kurze Zeit ruhig in dem angrenzenden Wasser liegen bleiben. In jeder Zelle ist, selbst bei relativ schwacher Vergrösserung, ein zusammengerollter Faden, das Spermatozoid, und eine centrale Ansammlung kleiner Körnchen zu erkennen. Die Wandungen dieser Zellen lösen sich im umgebenden Wasser auf und schon nach wenigen Stunden beginnen sich einzelne Spermatozoiden zu befreien. Dies geschieht mit einem Ruck, wobei die Windungen des Spermatozoidkörpers auseinandertreten. Ein Spermatozoid entweicht so nach dem anderen. Wir verfolgen einzelne im umgebenden Wasser und constatiren, dass sie relativ rasch fortschreiten und sich gleichzeitig um ihre Axe drehen. Nach etwa zwanzig bis dreissig Minuten verlangsamt sich ihre Bewegung und hört schliesslich auf. Während dieser letzten Stadien der Bewegung ist die Gestalt des Spermatozoids unschwer zu erkennen. Dieses gelingt noch leichter, wenn man zu dem spermatozoidhaltigen Wassertropfen eine 10 %, klar abfiltrirte Lösung von arabischem Gummi hinzufügt und so die Schnelligkeit ihrer Bewegung herabsetzt.[2]) Das Spermatozoid (Fig. 94 *C*) wird von einem Bande gebildet, das pfropfenzieherförmig gerollt ist. Die Windungen sind am vorderen Ende enger, werden nach hinten weiter. Die vorderen, engen Windungen tragen lange, feine Cilien. Zwischen

den hinteren Windungen liegen feine Körnchen und man erkennt manchmal ein dieselben einschliessendes Bläschen. Durch Zusatz von ein wenig Jodjodkalium-Lösung werden die Spermatozoiden sehr schön fixirt.

Am vorderen Einschnitt des Prothalliums sieht man die weiblichen Geschlechtsorgane, die Archegonien. Nächst dem Einschnitt sind sie noch unfertig, weiterhin reif, doch ungeöffnet, endlich abgestorben und geöffnet, im Innern gebräunt. Die weiblichen Geschlechtsorgane sind von den männlichen sehr leicht zu unterscheiden. Sie ragen aus der Prothalliumfläche in Gestalt kurzer, cylindrischer, von dem vorderen Einschnitt hinweggekrümmter Gebilde vor. Dieser freie Theil des Archegoniums ist nur sein Halstheil, während der Bauchtheil im Prothalliumgewebe sich eingesenkt findet. Am Halstheil unterscheiden wir eine einschichtige, aus vier Zellreihen gebildete Wandung und einen centralen Kanal, dessen Inhalt, an den reifen Archegonien, in den centralen Theilen körnig, in den peripherischen stark lichtbrechend erscheint. Dieser innere Kanal, der Halskanal, erweitert sich keulenförmig nach oben. Nach unten geht er in die Centralzelle des Archegoniums über, in der das Ei sich befindet. Letzteres ist freilich kaum zu unterscheiden. Hat man die Prothallien mehrere Tage vor Beginn der Untersuchung unbenetzt gelassen, so gelingt es wohl auch, das Oeffnen eines Archegoniums zu sehen. Man wähle zur anhaltenden Beobachtung ein solches Archegonium, dessen Kanalinhalt besonders stark lichtbrechend erscheint. Oft erfolgt das Oeffnen fast momentan, oft gilt es auch lange zu warten. Das Oeffnen des Halses ist eine Folge des Druckes, welchen die stark lichtbrechende, quellbare Substanz des Halskanals auf die Wandung des Halses ausübt. Die vier Zellen am Scheitel des Halses weichen plötzlich auseinander und der Inhalt des Halskanals tritt hervor. Die stark lichtbrechende Substanz desselben vertheilt sich als farbloser Schleim in dem umgebenden Wasser, während die körnigen Inhaltsmassen sich allmählich desorganisiren. Die Entleerung des Inhalts erfolgt mit Unterbrechung; zuerst tritt nämlich der Inhalt des Halskanals, dann derjenige der von dem Ei zuletzt abgegrenzten Bauchkanalzelle hervor. — Unter besonders günstigen Umständen kann man jetzt auch das Eindringen von Spermatozoiden in das Archegonium sehen. Man erhöht die Chancen für diese Beobachtung, wenn man dem älteren, auf die Archegonien zu untersuchenden Prothallium, einige recht junge, antheridienreiche zugesellt hat. Sind Spermatozoiden in dem Präparat verbreitet, so sieht man dieselben, so lange die Archegonien geschlossen sind, ruhig an denselben vorbeischwimmen. Hat sich ein Archegonium hingegen geöffnet, so schlagen die Spermatozoiden aus messbaren Entfernungen die Richtung nach der Halsmündung desselben ein und werden hier in dem entleerten Schleim aufgefangen. Innerhalb des Schleimes wird ihre Bewegung verlangsamt, doch halten sie die ursprüngliche Richtung ein, gelangen in den Halskanal und kommen bis zum Ei, in das sie aufgenommen werden. Wie neuerdings festgestellt wurde, findet auch hier durch den Archegoniumhals hindurch die Ausscheidung einer Substanz statt, welche als chemischer Reiz auf die Spermatozoiden wirkt und die Richtung ihrer Bewegung bestimmt.[3]) Dieses specifische Reizmittel ist in diesem Falle die Aepfelsäure, die mit ungefähr 0,3 % in der aus dem Archegoniumhalse

entleerten Masse vertreten ist. So gelang es auch, die Spermatozoiden in Capillaren, deren Inhaltsflüssigkeit 0,01 bis 0,1 %, an irgend eine Base gebundener Aepfelsäure enthielt, ganz so wie in einen Archegonium-Hals zu locken. Für die Spermatozoiden der Laubmoose ist Rohrzucker das specifische Reizmittel, während bei Marchantia ein anderer, noch nicht ermittelter Körper aus den Archegonien tritt. — Es ist experimentell festgestellt worden,[4]) dass ein einziges Spermatozoid für die Befruchtung genügt, es dringen aber meist mehrere in das Archegonium ein, von denen aber nur eines Aufnahme findet. Doch diese Vorgänge sind hier im Einzelnen nicht zu verfolgen, da das Prothallium zu undurchsichtig ist; viel besser lassen sich dieselben bei Ceratopteris sehen. Doch können wir auch hier constatiren, dass die Spermatozoiden ihr hinteres Bläschen nicht mit in das Archegonium nehmen, vielmehr, soweit sie mit denselben noch behaftet ankamen, es in dem Schleim vor der Oeffnung liegen lassen. Hin und wieder ist die Zahl der anlangenden Spermatozoiden so gross, dass

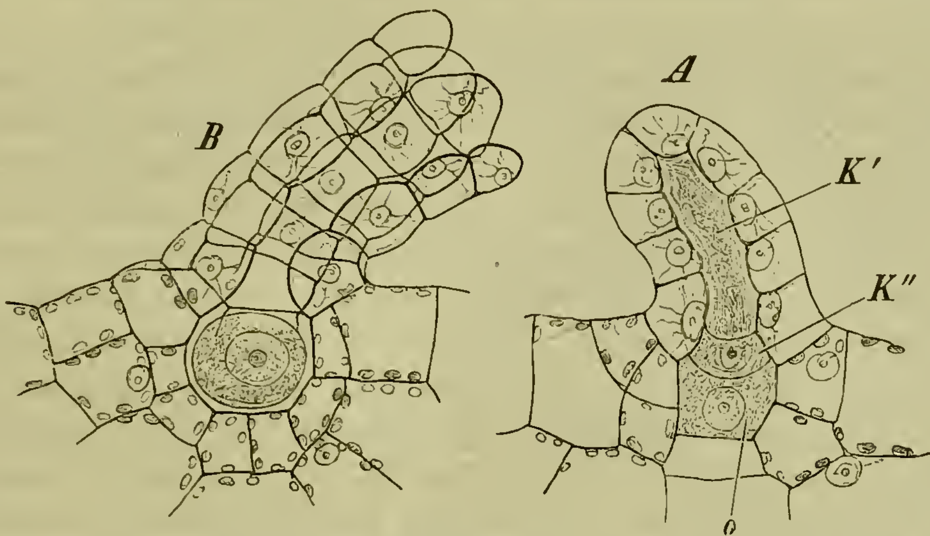


Fig. 96. Polypodium vulgare. *A* unreifes Archegonium, *K'* Halskanalzelle, *K''* Bauchkanalzelle. *o* Ei. *B* reifes, geöffnetes Archegonium. Vergr. 240.

sie schliesslich sich zwischen einander bohrend und fadenförmig streckend, den ganzen Kanal des Archegoniums ausfüllen und noch einen Strauss vor der Oeffnung desselben bilden. — Doch es bleibt uns noch übrig, die Archegonien auf Schnitten zu sehen. Diese dürfen nur median geführt werden, da ja die Archegonien sich an die Mediane des Prothalliums halten. Um das Schneiden zu erleichtern, legen wir mehrere Prothallien, sie sorgfältig orientirend, auf einander, nachdem wir zuvor alle Sandkörner entfernt haben. Wir finden nun sehr leicht auf den Schnitten die gewünschten Bilder. Das Archegonium ist, wie wir sehen (Fig. 96 *A* und *B*), mit seinem Bauchtheil in das Prothallium eingesenkt, der Halstheil gekrümmt. Halskanalzelle (*K'*) und Bauchkanalzelle (*K''*) sind nunmehr zu unterscheiden; so auch das Ei (*o*) sammt seinem Zellkern. Der Bauchtheil des Archegoniums ist von einer Schicht flacher Zellen umkleidet worden. In dem reifen, geöffneten Archegonium (*B*) ist an dem Scheitel des Eies öfters eine farblose Stelle, der Empfängnissfleck, zu bemerken, an dem die Aufnahme der Spermatozoiden erfolgt. — Einzelne weniger mediane Schnitte dürften uns auch Antheridien in Seitenansicht vorführen.

Die Selaginellen sind heterospore Lycopodineen; sie besitzen zweierlei Sporangien und Sporen und wollen wir sie daher noch ins Auge fassen, um das an den anderen Gefässkryptogamen gewonnene Bild zu vervollständigen. Die Selaginellen werden auch wohl als Ligulaten bezeichnet, weil ihre Blätter an der Basis mit einer kleinen Zunge versehen sind. Wir wollen die in den Gewächshäusern allgemein verbreitete Selaginella Martensii Sprg. näher betrachten. Die fertilen Exemplare sind leicht an den Aehren kenntlich, die sie an den letzten Auszweigungen meist zahlreicher Sprosse entwickeln. Der vegetative Körper der Pflanze ist in einer Ebene ausgebreitet; er trägt vier Reihen von Blättern in Paaren, die sich schief kreuzen. In jedem Paar bleibt das obere Blatt klein, das untere wird bedeutend grösser. Die zwei Reihen oberer Blätter an der Rückenfläche drücken sich dem Stengel mit ihrer Oberseite an. Die zwei Reihen unterer Blätter an der Bauchfläche sind nach den Seiten, mit der Oberseite nach oben, flach ausgebreitet. Der vegetative Körper der Pflanze ist somit bilateral und dorsiventral, das heisst er lässt nur eine Symmetrieebene zu, die den Körper in eine rechte und linke Hälfte zerlegt und hat eine Bauch- und Rückenfläche aufzuweisen. Die fertilen, gipfelständigen Aehren sind hingegen vierkantig, mit vier Reihen gleich gestalteter, aufwärts gerichteter Blätter versehen. Wir orientiren uns nun über den Bau der Aehren zunächst in der Weise, dass wir von denselben mit der Basis beginnend ein Blatt nach dem andern mit den Nadeln unter dem Simplex ablösen. Wir sehen je ein eiförmiges, etwas abgeplattetes Sporangium in der Achsel jedes Blattes stehen. Schon bei dieser Operation fällt es uns auf, dass manche Sporangien grösser sind und vorspringende Buckel zeigen. Oeffnen wir die grossen buckeligen Sporangien mit den Nadeln, so kommen vier grosse Sporen, welche das Sporangium völlig erfüllten und dessen Wände stellenweise vorwölbten, zum Vorschein; öffnen wir ein kleines Sporangium, so zeigt sich dieses mit zahlreichen kleinen Sporen erfüllt. Die grossen Sporangien sind weibliche Sporangien, Makrosporangien, die grossen Sporen weibliche Sporen, Makrosporen; die kleinen Sporangien und Sporen sind männlich und werden als Mikrosporangien und Mikrosporen bezeichnet. Die kleinen Sporen sind an der einen Seite dreiflächig zugespitzt, netzförmig gezeichnet und hängen meist in Tetraden zusammen. Dieselben Verhältnisse, entsprechend zur Grösse gesteigert, treten uns an den vier Makrosporen entgegen. Wir sehen an denselben deutlich die dreiflächige Zuspitzung der einen Seite; um hingegen die vorspringenden, netzförmig verbundenen Leisten der Zellwand gut unterscheiden zu können, empfiehlt es sich, die Sporen zu zerquetschen. Die Wandung der Mikrosporen wird alsbald dunkelbraun, während die Makrosporen viel heller bleiben. Betrachten wir die Blätter, von denen wir die Sporangien entfernt haben, so sehen wir dicht über der Insertionsstelle des entfernten Sporangiums die Ligula als ein zungenförmiges Häutchen entspringen. Ein weiteres Ablösen der Blätter von der Aehre zeigt uns, dass die Makrosporangien an denselben spärlicher als die Mikrosporangien und zwar vorwiegend in den unteren Theilen der Aehre vertreten sind. — Die reifen Sporangien springen transversal mit zwei Klappen auf.

Erwähnt sei im Anschluss, dass die Selaginellen beim Eintrocknen

so vorzüglich sich erhalten, dass man aufgeweichte Herbar-Exemplare sogar benutzen kann, um die Vegetationskegel und die Sporangienanlagen zu studiren. Schnitte durch frisches, wie durch so aufgeweichtes Material lassen sich mit Kalilauge sehr schön durchsichtig machen.

Anmerkung zum XXVI. Pensum.

[1]) Terre fibreuse der belgischen Handelsgärtner.
[2]) Vergl. Pfeffer, Unters. a. d. bot. Inst. zu Tübingen, Bd. I, pag. 370.
[3]) Ebendas. pag. 360.
[4]) Strasburger, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VII, pag. 405.

XXVII. Pensum.

Die Reproduction bei den Gymnospermen.

Die phanerogamen Pflanzen zerfallen in die beiden grossen Abtheilungen der Nacktsamigen und Bedecktsamigen, oder der Gymnospermen und Angiospermen. Diese Abtheilungen unterscheiden sich vornehmlich im Bau der Blüthe, in den Vorgängen der Befruchtung und Keimbildung, die wir vorerst bei den Gymnospermen betrachten wollen. Wir machen uns zunächst mit dem Bau der männlichen Blüthen[1]) der Kiefer, Pinus silvestris, bekannt. Dieselbe stäubt etwa Ende Mai; doch lässt sich sehr gut auch Alcoholmaterial untersuchen, das, weil zu brüchig, mindestens einen Tag vor Beginn der Untersuchung in ein Gemisch von gleichen Theilen Alcohol und Glycerin einzulegen ist. Ein so vorbereitetes Material lässt sich weit besser als frisches schneiden. — Zunächst stellen wir fest, dass die männlichen Blüthen hier in grösserer Zahl an den unteren Theilen eines gleichalterigen Sprosses stehen. Sie sind nach $^{5}/_{13}$ angeordnet und entsprechen ihrer Stellung nach durchaus den zweinadeligen Kurztrieben, die in unterbrochener Reihenfolge an die Blüthen anschliessen. Die Blüthen stehen auch, wie die Kurztriebe, in den Achseln von Niederblättern. Am Stiel der männlichen Blüthe finden wir zunächst drei decussirte Niederblattpaare. Das unterste Blattpaar ist lateral im Verhältniss zum Deckblatt und dem Mutterspross gestellt, eine Stellung, die sich aus den vorhandenen Raumverhältnissen von selbst ergiebt und die bei dem ersten Blattpaar der vegetativen Knospen der Gymnospermen fast ausnahmslos wiederkehrt. Auf die Niederblätter des kurzen Blüthenstiels folgen die Staubblätter, dicht gedrängt, meist in zehn geraden Reihen angeordnet. Die Blüthenaxe ist gestreckt spindelförmig. Ein einzelnes Staubblatt losgelöst und unter dem Simplex betrachtet, erscheint kreisförmig; an seiner Unterseite von zwei longitudinal inserirten, in der Mediane zusammenstossenden Pollensäcken eingenommen; an seinem Scheitel in einen kurzen aufwärts gerichteten Saum auslaufend. Der mediane Längsschnitt durch die Blüthe, kurz vor der Anthese (Fig. 97 *A*) zeigt, namentlich deutlich nach Kalibehandlung, den Gefässbündelverlauf in der Blüthenaxe, die Versorgung der Staubblätter mit einzelnen Gefäss-

bündeln, die Insertion der Pollensäcke an den Staubblättern. An weniger vollständigen Längsschnitten lassen sich wohl dünnere Stellen ausfindig machen, an welchen der Bau einzelner Staubblätter (*B*) noch besser zu verfolgen ist. Wir stellen jetzt auch tangentiale Längsschnitte durch die Blüthe her, um Querschnitte einzelner Staubblätter zu bekommen und suchen uns einen solchen zum näheren Studium aus (*C*). Wir sehen dass die beiden Pollensäcke in der Mediane zusammenstossen und im fertigen Zustande meist nur noch durch eine flache Wand aus collabirten Zellen, der eventuell ein oder einige Schichten flacher, stärkehaltiger Zellen median eingeschaltet sind, getrennt werden. An ihrer freien Aussenfläche

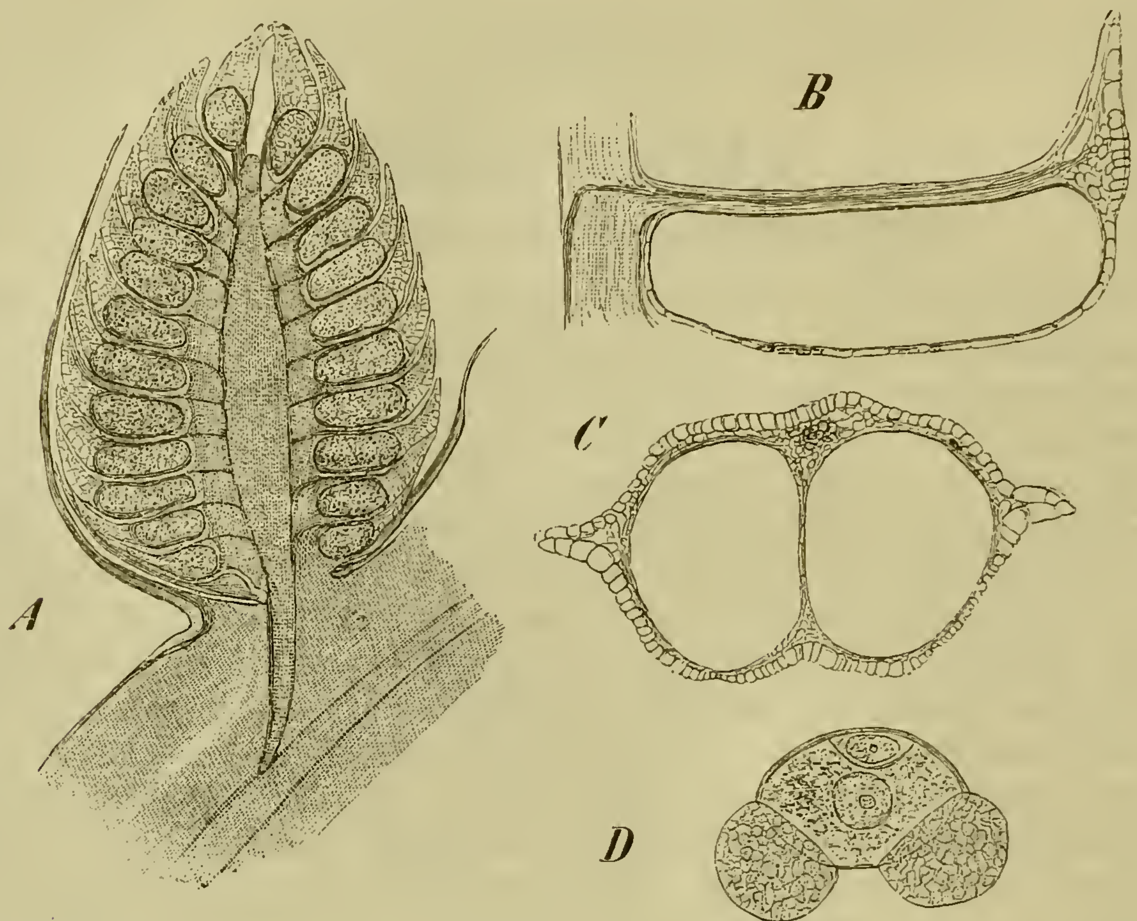


Fig. 97. Pinus Pumilio, mit Pinus silvestris übereinstimmend. *D* von Pinus silvestris. *A* Längsschnitt durch eine fast reife männliche Blüthe. Vergr. 10. *B* Längsschnitt durch ein einzelnes Staubblatt. Vergr. 20. *C* Querschnitt durch ein Staubblatt. Vergr. 27. *D* ein reifes Pollenkorn. Vergr. 400.

werden die Pollensäcke von der Epidermis überzogen, an welche nach innen zu meist nur noch collabirte Zellen stossen; auch nach der Rückenfläche des Blattes hin ist der Abschluss der Staubfächer kein anderer. In der Mediane des Staubblattes, oberhalb und unterhalb der die beiden Pollensäcke trennenden Scheidewand, läuft ein Mesophyllstreifen. Der obere ist stärker und wird von dem sehr zarten Gefässbündel durchzogen. An den beiden Seitenkanten des Staubblattes springt die Epidermis zu einem nur schwach oder etwas stärker entwickelten Flügel vor, im letzteren Fall ist ein wenig Mesophyll zwischen den Epidermen nachzuweisen. An der Unterseite der Pollensäcke nehmen die Epidermiszellen, von beiden Seiten her, an Grösse ab; an der Stelle deren schwächster Entwicklung öffnen sich die Pollensäcke. Diese Pollensäcke ähneln sehr den Sporangien der Lycopodiaceen. In der That haben auch die ver-

gleichenden, entwicklungsgeschichtlichen Untersuchungen zu der Auffassung geführt, dass die Pollensäcke der Phanerogamen und die Mikrosporangien der Kryptogamen homologe Gebilde seien. Sehen wir uns jetzt die in den Pollensäcken erzeugten Pollenkörner, doch wo möglich im frischen Zustande an, so bemerken wir, dass ein jedes einen mittleren Körper aufzuweisen hat, dem zwei Blasen seitlich aufsitzen (*D*). Ist die Blüthe reif, so erscheinen die beiden Blasen schwarz, weil von Luft erfüllt. Sie zeigen eine zierliche Felderung auf ihrer Oberfläche. Das Innere der mittleren, eigentlichen Pollenzelle führt feinkörniges Protoplasma und einen grossen Zellkern. Kurz vor der Anthese, das heisst vor dem Oeffnen der Pollensäcke, ist eine Theilung im Pollenkorne erfolgt, durch eine uhrglasförmige Scheidewand, welche an der, von der Insertion der Flügel abgekehrten Hinterseite des Pollenkorns, eine linsenförmige Zelle abgrenzte. Diese Zelle ist am besten zu sehen, wenn das Pollenkorn, so wie in unserer Figur, auf der Seite liegt. Eine ganz ähnliche Zelle wird auch in den Mikrosporen der heterosporen Lycopodiaceen vor Beginn der Entwicklungsvorgänge, die zur Bildung der Geschlechtsproducte führen, abgegrenzt. Dort wird diese Zelle als vegetative bezeichnet und kann hier denselben Namen führen. — Die Flügel am Pollenkorn entstehen, wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, erst spät und zwar durch Abheben der Cuticula, zwischen welcher einerseits und den inneren Verdickungsschichten der Wand andererseits wässrige Flüssigkeit sich ansammelt.

Von dem eben betrachteten Bau der männlichen Blüthe von Pinus silvestris weicht am meisten die männliche Blüthe von Taxus baccata ab. Dieselbe stäubt etwa im März, doch kann man sich durch Alcohol-Material von jener bestimmten Zeit unabhängig machen. Die männlichen Blüthen von Taxus stehen in den Achseln der Blätter vorjähriger Zweige. Sie beginnen mit einigen decussirten Schuppenpaaren und gehen in die nach $^{2}/_{5}$ orientirten Schuppen über. Die Schuppen werden immer grösser, endlich folgen in ganz unbestimmter Stellung an der verlängerten Blüthenaxe die schildförmigen Staubblätter. Dieselben haben, wie schon die Betrachtung mit der Lupe lehrt, eine nicht geringe Aehnlichkeit mit den fertilen, sporangientragenden Blättern der Equisetum-Aehren. Lösen wir ein Staubblatt mit dem Skalpell ab und untersuchen wir es unter dem Simplex, so finden wir an der Innenseite des Schildes und dessen Stieles, fünf bis sieben Pollensäcke inserirt. Dieselben sitzen somit dem Schilde mit ihrer Basis, dem Stiel mit ihrer Innenseite auf. Seitlich gegen einander sind sie vorwiegend frei, ganz frei an ihrer Aussenfläche und an dem Scheitel. Hierüber orientiren wir uns vollständig, indem wir mediane und auch tangentiale Längsschnitte noch zu Hülfe ziehen. Erstere zeigen uns die Staubblätter und Pollensäcke im Längsschnitt, letztere im Querschnitt. Im Längsschnitt erhält das ganze Staubblatt dadurch, dass sich die Pollensäcke nach aussen erweitern, eine keilförmige Gestalt. Im Querschnitt wie im Längsschnitt sehen wir, dass die Wandung der reifen Pollensäcke auf die Epidermis und eine collabirte Zellschicht reducirt ist. Die Wände dieser Epidermiszellen sind mit Verdickungsleisten versehen. Soweit als die Pollensackwandung sich von dem Staubblattstiele lostrennen soll, zeigen ihre Epidermiszellen, wie Querschnitte lehren, eine bedeutende

Grössenreduction. Um über die Art der Wandverdickung an den Pollensäcken klar zu werden, heben wir eine Wand mit den Nadeln von dem Staubblatt ab und constatiren, dass es U-förmige Leisten sind, mit denen die Innen- und Seitenwände ihrer Epidermiszellen verdickt sind. Dieselbe Verdickung kommt auch den Epidermiszellen an der Aussenfläche der Schilder zu. Das Oeffnen der Pollensäcke wird dadurch bewirkt, dass sich deren Wand von dem Stiele loslöst und gerade streckt. — Die Pollenkörner sind ellipsoidisch mit kleinen Höckern besetzt. Kurz vor der Anthese wird an dem einen Ende des Korns eine kleine Zelle abgegrenzt. An Alcohol-Material ist der Inhalt der Pollenkörner geschrumpft und für die Untersuchung unbrauchbar.

Die Pollenkörner von Taxus sind ohne blasige Austreibungen der Wand, letztere kommen auch nicht allen Abietineen zu, kehren hingegen gerade unter den Taxineen bei Podocarpus wieder. — Bei vielen Gattungen wird mehr als eine vegetative Zelle von dem Inhalt des Pollenkorns abgegrenzt, wodurch in dem Innern des Pollenkorns vorspringende Zellkörper entstehen. Unter den Abietineen hat nur die Gattung Pinus einfache, vegetative Zellen aufzuweisen.

Die weiblichen Blüthen von Taxus baccata[2]) findet man, wie die männlichen, doch auf andern Individuen da die Pflanze dioecisch ist, in den Blattachseln vorjähriger Triebe (Fig. 98 *A*). Die Blüthezeit fällt, wie wir schon wissen, in den März; in Alcohol halten sich die Blüthen sehr gut und lassen sich auch sehr bequem untersuchen, nachdem sie mindestens vierundzwanzig Stunden in gleichen Theilen Alcohol und Glycerin gelegen haben. Die Blüthen schliessen scheinbar einen kleinen Spross ab, sind aber in Wirklichkeit nicht terminal. Nicht eben selten findet man zwei Blüthen an demselben Sprösschen (Fig. 98 bei *), ja in seltenen Fällen stösst man auf Missbildungen, welche seitlich von der Blüthe einen sich fortentwickelnden Laubspross zeigen (Fig. 98 *B*). — Zunächst betrachten wir das Blüthensprösschen mit der Lupe und constatiren, dass dasselbe mit einem lateralen Schuppenpaar beginnt, auf welches spiralig gestellte, allmählich grösser werdende Schuppen folgen. Die Blüthe selbst ist umschlossen von drei decussirten Schuppenpaaren und sieht nur mit ihrer Spitze zwischen denselben hervor. Diese Spitze zeigt eine punktförmige Oeffnung, die Mikropyle. Wir orientiren den Spross in ganz bestimmter Weise, um einen medianen Längsschnitt auszuführen. Derselbe muss durch die Mediane des vorletzten unter der Blüthe befindlichen Schuppenpaares gehen. Wir wählen für die Untersuchung etwas ältere, bereits bestäubte Blüthen, von etwa Ende April, weil dieselben bequemer zu schneiden und in mancher Beziehung auch instructiver sind. Ist die Richtung des Schnittes entsprechend eingehalten worden, so sieht das Bild wie nachstehende Figur 98, *C* aus. Die Blüthe erscheint nicht terminal an dem Primansprösschen, dieses schliesst vielmehr seine Entwicklung ab, nachdem es in der Achsel des obersten Niederblattes ein Secundansprösschen gebildet hat. Dieses letztere ist es, das in der Blüthe gipfelt, nachdem es zuvor drei decussirte Schuppenpaare erzeugt hat. Seitlich von der Insertion des Secundansprösschens ist der zur Seite gedrängte Vegetationskegel (*v*) des Primansprösschens zu sehen (rechts in

der Figur). Hin und wieder bildet auch das vorletzte Niederblatt des Primansprösschens ein mit einer Blüthe abschliessendes Secundansprösschen. In seltenen Fällen wächst auch, wie wir gesehen (*B*), das Primansprösschen, Laubblätter bildend, weiter. Die Schuppenpaare, welche der Blüthe vorangehen, sind als Vorblätter derselben anzusehen, die Blüthe selbst ist auf eine „Samenknospe" reducirt. Eine solche ist nämlich das terminale Gebilde, das wir am Gipfel des Secundansprösschens sehen. Wir

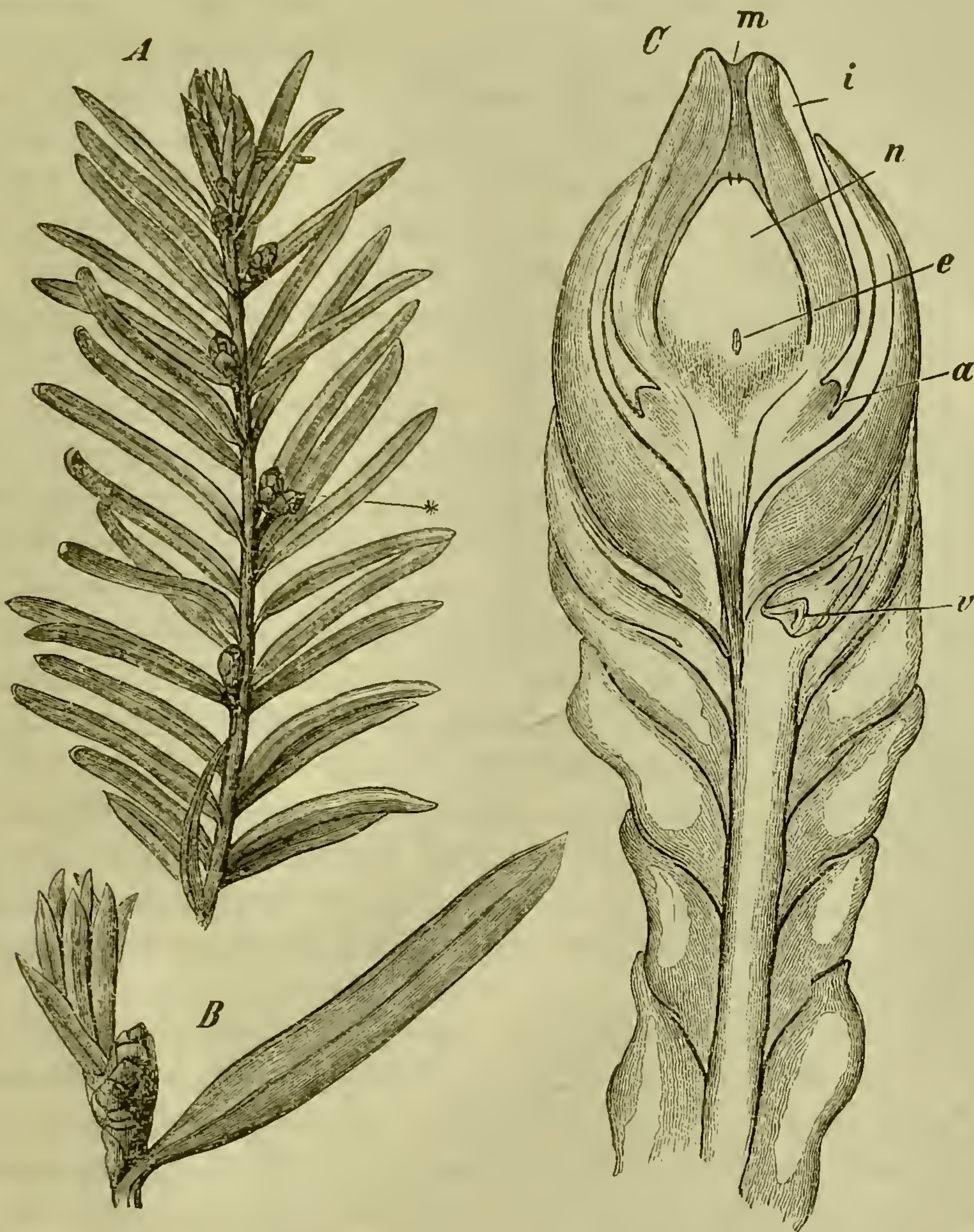


Fig. 98. Taxus baccata. *A* Habitusbild eines Zweiges mit weiblichen Blüthen zur Bestäubungszeit, bei * zwei Samenknospen an demselben Primansprösschen. Nat. Gr. *B* Ein Blatt mit der in seiner Achsel stehenden Samenanlage, das Primansprösschen ist seitlich durchwachsen. Vergr. 2. *C* Längsschnitt durch die gemeinsame Mediane des Priman- und Secundansprösschens. *v* Vegetationskegel des Primansprösschens; *a* Arillusanlage; *e* Embryosackanlage; *n* Nucellus; *i* Integument; *m* Mikropyle. Vergr. 18.

unterscheiden an demselben im Längsschnitt eine einfache Hülle, das Integument (*i*), das oben eine schmale Oeffnung die Mikropyle (*m*) frei lässt und im Innern den sogenannten Knospenkern, Nucellus (*n*). Im Grunde desselben ist nur in besonders günstigen Fällen, eventuell nach Kalibehandlung, eine grössere Zelle (*e*) als Anlage des Embryosackes zu erkennen.[3]) So wie der Pollensack einem Mikrosporangium, so entspricht die Samenknospe einem Makrosporangium; wie die Pollenkörner den Mikrosporen, so der Embryosack einer Makrospore. Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen[4])

haben bedeutende Uebereinstimmungen in der Anlage dieser Gebilde aufgedeckt, doch gleichzeitig gezeigt, dass eine fortschreitende Reduction die Vorgänge trifft, die bei den Phanerogamen zur Anlage der Makrospore führen. Das Integument mit dem Indusium der Gefässkryptogamen zu vergleichen liegt hingegen kein hinreichender Grund vor. Das Integument ist eine neu an den Makrosporangien der Phanerogamen hinzugekommene Bildung. — Am Stiel der Samenknospe ist bei Taxus ein kleiner Gewebewall (*a*) zu sehen, der lange Zeit, bis in den Juni hinein, stationär bleibt, später aber zu wachsen anfängt und den hochrothen Arillus bildet, der im Herbst den reifenden Samen umgiebt. — An der bereits bestäubten Blüthe, die wir in Untersuchung nahmen, können wir am Scheitel des Nucellus, der sogenannten Knospenwarze, die Pollenkörner liegen sehen. Dieselben haben je einen kurzen Schlauch in das Gewebe der Knospenwarze getrieben. Die grosse Zelle des Pollenkorns ist es, die zum Schlauche auswächst, während die kleine, vegetative Zelle verschrumpft. Die innere Hülle des Pollenkorns, das Intinium (Intine) bildet den Pollenschlauch, während das mit kleinen Warzen besetzte Exinium (Exine), das wir schon früher am reifen Pollenkorn sahen, abgestreift wird. Die Pollenkörner liegen hier auf der Aussenfläche der papillösen Knospenwarze; während bei verschiedenen anderen Taxineen und deren nahen Verwandten, die Knospenwarze sich aushöhlt[5]), um die Pollenkörner aufzunehmen, wodurch die sogenannte Pollenkammer entsteht. — Wollen wir die Einrichtung kennen lernen, welche die Pollenkörner in die Samenknospe bringt, so müssen wir die Beobachtung im Freien, während der Bestäubungszeit machen.[6]) Betrachtet man um die Zeit, da die Pollenkörner aus den Pollensäcken entlassen werden, die weibliche Pflanze, so sieht man, dass jede Blüthe derselben einen kleinen Flüssigkeitstropfen aus ihrer Mikropyle aussondert. In diesem Tropfen fangen sich die durch den Wind geführten Pollenkörner ein und werden am Abend mit dem Tropfen zugleich eingesogen.

Die Kiefer, Pinus silvestris, soll uns das zweite, zugleich extreme Beispiel für den Bau der weiblichen Blüthen bei den Coniferen liefern. Die Kiefer ist einhäusig (monoecisch), so dass wir männliche und weibliche Blüthen auf derselben Pflanze finden. — Die Samenknospen stehen bei der Kiefer nicht einzeln wie bei Taxus, es wird vielmehr ein „Zapfen“ erzeugt, in welchem zahlreiche Samenknospen auf schuppenartigen Gebilden inserirt, sich vereinigt finden. Die kleinen Zapfen nehmen einzeln, oder zu mehreren, die Spitze gleichalteriger Triebe ein. Sie stehen in den Achseln ebensolcher Deckblätter, wie die tiefer inserirten, zweinadeligen Kurztriebe; ihre Lage, oben am Spross, entspricht aber derjenigen von zweigbildenden Langtrieben. Die kleinen Zapfen sind meist Ende Mai empfängnissfähig und fallen bei relativ geringer Grösse durch ihre braunrothe Färbung auf. Sie sind gestielt und stehen aufrecht; der Stiel ist bedeckt von braunen Schuppen. Zur Untersuchung kann auch hier mit Glycerin behandeltes Alcohol-Material dienen. Bringen wir einzelne, von der Zapfenaxe mit dem Skalpell abgehobene Theile unter den Simplex und isoliren dieselben mit den Nadeln, so können wir feststellen (Fig. 99), dass in den Achseln zarter, verkehrt eiförmiger, am Rande etwas gefranster

Deckschuppen (*b*), ähnlich gestaltete, doch fleischig angeschwollene, glattrandige, auf der Innenfläche mit einem mittleren vorspringenden Kiel (*c*) versehene Schuppen (*f*) stehen. Diese werden als Fruchtschuppen bezeichnet. Rechts und links am Grunde der Fruchtschuppe finden wir je eine, mit der Mikropyle nach unten und nach der Seite gekehrte Samenknospe (*s*) inserirt. Der Rand des Integuments an der Mikropyle ist in zwei nach rechts und links orientirte Lappen (*m*) verlängert. Deckschuppe und Fruchtschuppe sind am Grunde verwachsen und werden daher zusammenhängend von der Zapfenaxe abgelöst. — Der Zapfen der Abietineen und anderer zapfenbildender Coniferen wird als einzelne Blüthe oder als Blüthenstand aufgefasst, je nach der Deutung, die man der Fruchtschuppe giebt. Dieselbe wird nämlich entweder als ein abgeflachter, metamorphosirter, mit einem Deckblatt zum Theil verwachsener Achselspross, oder als placentaler Auswuchs eines, bis jetzt von uns als Deckschuppe bezeichneten, Fruchtblattes aufgefasst. Im ersteren Falle würde es sich somit um je einen, zwei Samenknospen tragenden Spross, in der Achsel jedes Deckblattes, im zweiten um je eine zwei Samenknospen tragende Placenta auf der Oberseite ihres Fruchtblattes handeln. Im ersteren Falle wäre also der Zapfen eine aus vielen fertilen Achselsprossen aufgebaute Inflorescenz, im zweiten würde der Zapfen eine einzige, aus zahlreichen Fruchtblättern aufgebaute Blüthe sein. — Der merkwürdige Bau der Fruchtschuppe erklärt sich aus den Bestäubungseinrichtungen,[7]) die nur an frischem Material, zur Bestäubungszeit, zu verfolgen sind. Sobald nämlich die männlichen Blüthen zu stäuben beginnen, kann man eine Verlängerung der Axe in den Zäpfchen constatiren, wodurch die Fruchtschuppen, sammt den zugehörigen Deckschuppen, auseinander gerückt werden. Der Blüthenstaub kann nun auf die emporgerichteten Fruchtschuppen gelangen, gleitet an denselben hinab und gelangt durch den Kiel geführt zwischen die beiden Fortsätze des Integuments. Diese Fortsätze rollen sich später ein und führen auf diese Weise die Pollenkörner in die Mikropyle und bis auf die Kernwarze. Nach vollzogener Bestäubung schliessen die fortwachsenden Fruchtschuppen bald wieder mit ihren Rändern an einander und werden hier durch Harz verklebt. Die Deckschuppen entwickeln sich nicht weiter und so auch nicht der Kiel an der Fruchtschuppe, der nunmehr unnütz geworden. Die rothe Farbe des Zapfens geht in braun und schliesslich in grün über, derselbe senkt sich langsam und nimmt zuletzt eine hängende Lage an.

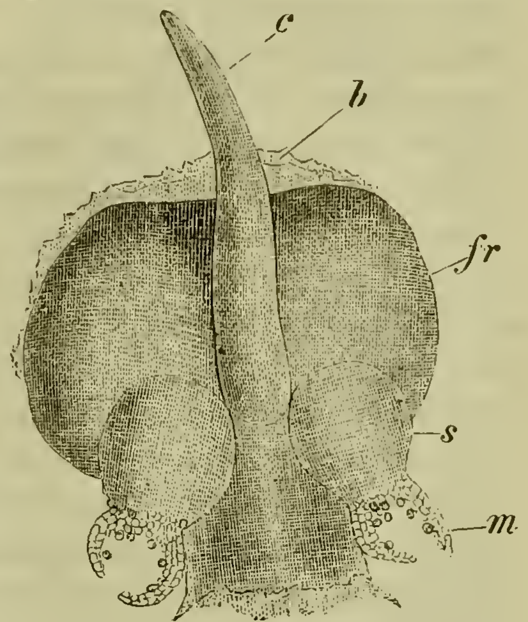


Fig. 99. Pinus silvestris. Fruchtschuppe *f* mit den beiden Samenknospen *s* und dem Kiel *c*. Dahinter die Deckschuppe *b*. An den Samenknospen der Integumentrand in zwei Fortsätze (*m*) ausgewachsen. Vergr. 7 Mal.

Wir wollen nunmehr auch die weiteren Veränderungen in's Auge fassen, die sich in der bestäubten, weiblichen Samenknospe der Coniferen abspielen.[8]) Mit dem Bau der Samenknospe haben wir uns bei Taxus

bekannt gemacht und constatirt, dass dort zur Bestäubungszeit vom Embryosack nur die erste Anlage vorhanden war. Es folgt hierauf eine weitere Ausbildung der Samenknospe und zwar verschieden rasch, je nachdem mehr oder weniger Zeit zwischen der Bestäubung und der Befruchtung zu verstreichen hat. Bei Taxus findet die Befruchtung etwa Mitte Juni desselben Jahres statt; bei der Kiefer erst im nächstfolgenden Jahr, über dreizehn Monate später als die Bestäubung. Bei der Fichte liegen Bestäubung und Befruchtung nur um sechs Wochen auseinander. Wir wollen uns im Folgenden nur an die Fichte halten, weil dieselbe manche Vortheile für die Untersuchung gewährt. — Es würde uns zu weit führen, die Vergrösserung des Embryosackes, die Anlage des Prothalliumgewebes (Endosperms) und der Geschlechtsorgane im Innern desselben, die Grössenzunahme und entsprechende Differenzirung der ganzen Samenanlage Schritt für Schritt zu verfolgen. Wir wollen uns daher gleich an den Zustand wenden, in welchem die Eier fertig ausgebildet und empfängnissreif sind. Dieser Zustand wird bei der gemeinen Fichte oder Rothtanne (Picea vulgaris Lk.) um Mitte Juni erreicht, die Befruchtung alsdann im Laufe weniger Tage vollzogen. Es muss uns somit frisches oder in Alcohol eingelegtes Material zur Verfügung stehen. Das Alcohol-Material eignet sich für die Untersuchung besser als frisches, da es die Eier fixirt zeigt. Es empfiehlt sich übrigens nicht, ganze Zapfen, vielmehr abgelöste Fruchtschuppen in Alcohol einzulegen. Vor dem Schneiden des Alcohol-Materials trage man dasselbe, wie wir es wiederholt schon gethan, in ein Gemisch von gleichen Theilen Alcohol und Glycerin auf mindestens vierundzwanzig Stunden ein. — Bei Beginn der Untersuchung orientiren wir uns über das Aussehen der ganzen Schuppe. Dieselbe ist verkehrt eiförmig, zeigt unten an ihrer Innenfläche die beiden Samenanlagen, auch schon die Umrisse der „Flügel", die sich später als dünne Gewebelamellen mit dem reifen Samen von der Innenfläche der Fruchtschuppen loslösen sollen. Unten an der Aussenfläche der Fruchtschuppe ist noch die, jetzt relativ sehr klein erscheinende, Deckschuppe wiederzufinden. Die zu schneidenden Samenknospen lösen wir leicht unversehrt, mit der Nadelspitze, von der Fruchtschuppe ab. Wir stellen zwischen Daumen und Zeigefinger Längsschnitte durch dieselben her. Das Schneiden wird durch das relativ hart gewordene Integument erschwert, daher wir weiterhin unser Präparationsverfahren ein wenig modificiren. Wir schneiden die Samenknospe mit der Scheere in etwa halber Höhe durch, fassen hierauf die obere, das heisst die den Scheitel der Samenknospe in sich fassende Hälfte zwischen die Finger und ziehen aus der Schnittfläche, mit der Pincette, den oberen Theil des Embryosackes sammt Nucellus hervor. Durch diese weichen Theile lassen sich die Längsschnitte nunmehr sehr gut führen. — Tinctionsmittel sind nur sehr vorsichtig anzuwenden, da sie das ganze Protoplasma der Eier tingiren und leicht dieselben undurchsichtig machen. — Wir betrachten zunächst den Längsschnitt einer empfängnissreifen Samenknospe bei schwacher Vergrösserung. Die ganze Samenknospe, mit sammt Integument, ist senkrecht zu ihrer Insertionsfläche geschnitten worden, sie liegt somit in medianer Längsansicht vor (Fig. 100). Wir sehen an derselben: das Integument (*i*), das sich zur Samenschale ausbildet und in

halber Höhe sich von dem Nucellus sondert; den Nucellus, der an seinem Scheitel, der Knospenwarze, Pollenkörner (*p*) trägt, die zum Theil aussen, zum Theil in seinem Gewebe eingesenkt liegen; eventuell auch schon Pollenschläuche (*t*), von diesen Pollenkörnern getrieben, die den oberen Theil des Knospenkerns durchsetzen, um zu dem Embryosackschicht zu gelangen; den Embryosack (*e*) von elliptischem Umriss, mit Endosperm (richtiger Prothalliumgewebe), ausgefüllt; die Archegonien, hier früher Corpuscula genannt, deren Bauchtheil (*a*) leicht, deren Halstheil (*c*) schwerer zu erkennen ist; im Innern der Archegonien je ein Ei (*o*), das an dem Alcohol-Material durch gelbbraune Färbung auffällt und einen mittleren, grossen Zellkern (*n*) zeigt; endlich unten an der Samenknospe den Ansatz des Flügels (*s*). — Führen wir einen ebenso orientirten Schnitt durch eine gleichaltrige, frische Samenknospe, so finden wir dieselben Verhältnisse wieder, nur wird sehr häufig der Inhalt der Archegonien ausgeflossen sein. Hat der Schnitt einzelne Archegonien gestreift, ohne sie zu öffnen, so erscheinen uns die Eier als gelbliche, schaumige Protoplasmamassen, in denen der mittlere Zellkern kaum zu unterscheiden ist, oder doch, im besten Falle, nur das Aussehen einer grösseren, mittleren Vacuole hat. Die Eier leiden alsbald unter dem Einfluss des aus der Umgebung aufgenommenen Wassers; soll der Schnitt sich längere Zeit halten, so empfichlt sich als Beobachtungsflüssigkeit mit Wasser verdünntes Hühnereiweiss, dem, der grösseren Haltbarkeit wegen, etwas Campher zugesetzt wurde.[9]) An solchen Präparaten ist der Halstheil des Archegoniums unschwer zu sehen. Er besteht aus zwei bis vier Etagen von Zellen. Unter dem Halstheil ist eine kleine Zelle zu finden, die der Bauchkanalzelle der Gefässkryptogamen entspricht; das Ei theilt sich kurz vor der Reife, um dieselbe zu bilden. Der Bauchtheil des Archegoniums ist von einer Schicht flacher, inhaltsreicherer Zellen umhüllt, ähnlich der Hülle, die wir um den Bauchtheil des Archegoniums bei Farnkräutern sahen. Um uns über Anzahl und Lage der Archegonien zu orientiren, führen wir eine Anzahl aufeinanderfolgender

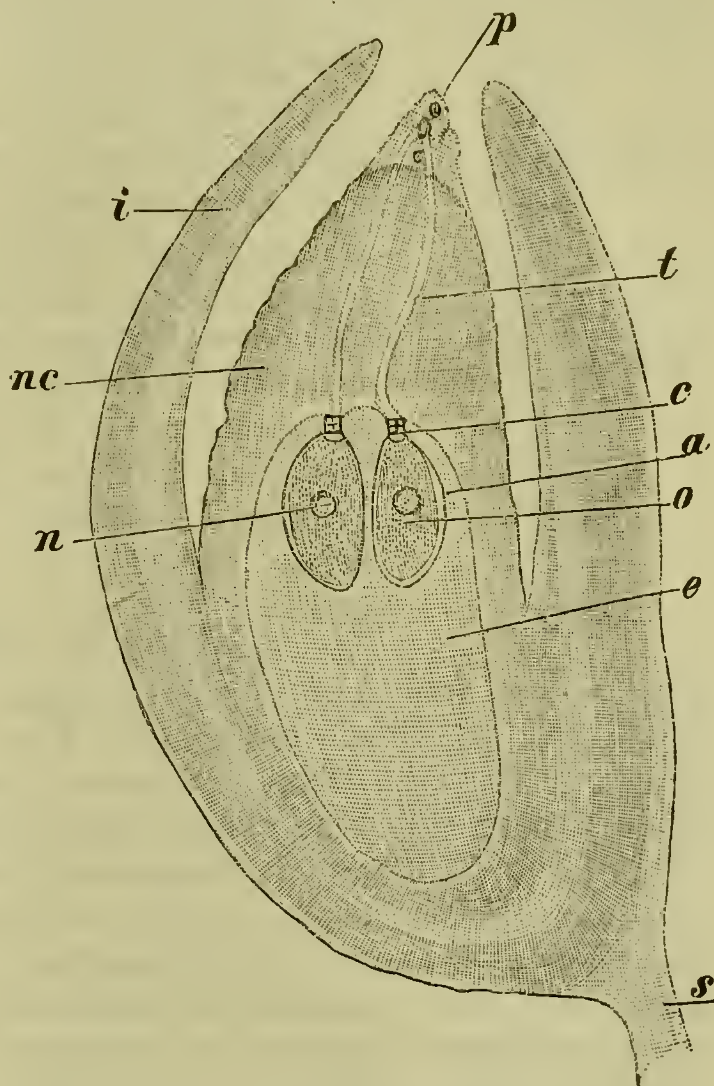


Fig. 100. Medianer Längsschnitt durch die empfängnissreife Samenknospe von Picea vulgaris Lk. *e* Embryosack mit Endosperm erfüllt; *a* ein Archegonium und zwar der Bauchtheil, *c* der Halstheil desselben; *n* der Eikern; *nc* der Knospenkern oder Nucellus; *p* Pollenkörner auf und in der Knospenwarze; *t* Pollenschläuche, welche den Nucellus durchsetzen; *i* Integument; *s* der Samenflügel. Vergr. 9 Mal.

Querschnitte durch den oberen Theil der Samenknospe aus. Wir überzeugen uns auf diese Weise, dass drei bis fünf Archegonien, im Kreise angeordnet, im Embryosackscheitel stehen. Schnitte, die den Embryosackscheitel streiften, führen uns die Halstheile der Archegonien in Scheitelansicht als sechs- bis achtzellige Rosetten vor. Ist unser Material zur Befruchtungszeit eingelegt worden, so können wir eventuell einzelne Pollenschläuche bis an ein Ei verfolgen und in dem unteren Ende einzelner Eier eine vierzellige Rosette finden, von welcher aus vier zusammenhängende Schläuche sich in das Prothalliumgewebe hinein verfolgen lassen. Die vier Endzellen solcher Schläuche werden den Keim erzeugen.

Fig. 101. Längsschnitt durch den reifen Keim. *c* Cotyledonen; *h* hypocotyles Glied; *pl* Pleromscheitel; *cp* Wurzelhaube; *cl* Mittelsäule derselben; *m* Mark; *op* Procambiumring im hypocotylen Glied. Vergr. 10.

Der Samen reift im October. Er löst sich dann mit sammt dem Flügel leicht von der Fruchtschuppe ab. Der Flügel setzt sich auf der Innenseite des Samens zwischen demselben und der Fruchtschuppe fort und der Same fällt später leicht vom Flügel ab, eine entsprechende Höhlung an demselben zurücklassend. Die Zellen der Samenschale sind, wie entsprechende Quer- und Längsschnitte lehren, fast bis zum Schwinden ihres Lumens verdickt. Ein Theil des Prothalliumgewebes ist als „Sameneiweiss" oder Endosperm, dicht mit Reservestoffen erfüllt, im Samen erhalten geblieben. Es bildet einen, den Keim umschliessenden Sack. Dieser Sack ist an seinem Mikropylende offen und hier setzt das Wurzelende des Samens an die Reste des verdrängten Nucellus an. Der Keim lässt sich leicht aus dem der Länge nach aufgeschnittenen Samen herausnehmen. Er erscheint als eine, nach dem Cotyledonarende zu allmählich dicker werdende Walze. In Folge seiner Erfüllung mit Reservestoffen ist er weiss und undurchsichtig wie das Sameneiweiss. Wir stellen einen medianen Längsschnitt durch den Keim zwischen den Fingern her und legen denselben in mit etwas Alcohol verdünnte Carbolsäure ein. Das Bild wird sehr schön klar (weit besser als in Kalilauge und besser selbst als in Chloralhydrat), so dass man jede Zellreihe verfolgen kann. Wir sehen (Fig. 101), dass die Cotyledonen (*c*), nicht ganz ein Drittel der ganzen Länge des Keims erreichen, am Grunde zwischen denselben ist der Vegetationskegel des Stengelchens zu sehen. Das Stengelchen (Cauliculus) selbst, das als hypocotyles Glied (*h*) oder Hypocotyl bezeichnet wird, setzt sich nach hinten, ohne scharfe Grenze, in das Würzelchen (Radicula) fort. Dieses ist vornehmlich nur durch einen Vegetationskegel vertreten, der sich uns deutlich im Innern des Keimkörpers als Pleromscheitel (*pl*) der Wurzel zeigt, während die Zellreihen der Rinde des hypocotylen Gliedes sich direct in die parabolischen Schichten der Wurzelhaube (*cp*) fortsetzen, ein Verhalten, das an allen Wurzeln der Gymnospermen wiederkehrt, in sofern wir dort die Zellreihen der Rinde des Wurzelkörpers in die Zellschichten der Wurzelhaube direct übergehen sehen (vgl. Thuia, pag. 137). Die Wurzelhaube wird in der Längsaxe von einer sich markirenden Säule (*cl*) tafelförmiger, in geraden

Reihen angeordneter Zellen durchsetzt. Im hypocotylen Gliede beginnt sich bereits das Gewebe des Markes (*m*) zu zeichnen und um dasselbe die gestreckten Zellen des Procambiumringes (*op*), in welchem die Gefässbündel auftreten werden. Diese Zellen lassen sich bereits auch eine kurze Strecke weit in die median getroffenen Cotyledonen hinein verfolgen (vergl. die Figur). — So sind in dem Embryo hier schon die wesentlichen Theile der zukünftigen Pflanze angelegt.

Anmerkungen zum XXVII. Pensum.

1) Vgl. hierzu: Strasburger, Coniferen u. Gnetaceen pag. 120. Eichler, Blüthendiagramme Bd. I, pag. 58. Goebel, Grundzüge, pag. 363.
2) Strasburger, Coniferen und Gnetaceen, pag. 2.
3) Strasburger, Angiosp. u. Gymnosp. pag. 109.
4) Strasburger, Angiosp. u. Gymnosp. pag. 109. Goebel, Bot. Ztg. 1881, Sp. 681.
5) Strasburger, Jenaische Zeitschr. f. Naturw. Bd. VI. 1871. pag. 250.
6) Ebendas. pag. 250, Conif. u. Gnet. pag. 265.
7) Strasburger, Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. VI. pag. 251. Conif. u. Gnet. p. 267.
8) Vergl. hierzu Strasburger, Befr. b. d. Conif.; Coniferen u. Gnetaceen p. 274. Befr. u. Zellth. a. v. O. Angiospermen und Gymnospermen pag. 140. Goroschankin: Ueber die Corpuscula und die Befr. bei den Gymnospermen, russisch. 1880.
9) Strasburger, Befr. b. d. Conif. pag. 8.

XXVIII. Pensum.

Das Androeceum bei den Angiospermen.

Die sämmtlichen männlichen Geschlechtsorgane einer angiospermen Blüthe bilden das Androeceum. Das einzelne Staubgefäss oder Staubblatt (Stamen)[1]) besteht aus dem meist fadenförmigen Träger, dem Filament, und der Anthere. Letztere wird von zwei Längshälften gebildet, die durch den obern Theil des Filaments, das sogenannte Connectiv, getrennt werden. Das Connectiv empfiehlt es sich aber mit zur Anthere zu rechnen. In das Gewebe jeder Antherenhälfte sind für gewöhnlich zwei Pollensäcke (Pollenfächer, Antherenfächer, Staubfächer) eingesenkt. Jedes Fach entspricht einem Mikrosporangium. Wir orientiren uns zunächst an dem Staubblatt irgend einer grossblüthigen Liliacee, beispielsweise der in den Gärten so allgemein cultivirten H e m e r o c a l l i s f u l v a. Das gelb gefärbte Filament ist hier sehr lang, wird nach oben zu dünner und spitzt sich sehr stark an der Insertionsstelle der Anthere zu. Letztere ist braun, beweglich (versatil) am Filament befestigt. Das Connectiv ist an der Aussenfläche der Anthere als dünner Streifen zwischen den beiden Antherenhälften zu verfolgen. — Der reife Blüthenstaub (Pollen) trocken auf dem Objectträger betrachtet, zeigt die Gestalt von Kaffeebohnen. Er erscheint gelb, mit netzförmigen Leisten auf der Oberfläche verziert. Lassen wir während der Beobachtung Wasser vom Deckglasrand aus zutreten, so sehen wir, dass jedes Pollenkorn, sobald es benetzt wird, seine Falte ausgleicht, sich an der entsprechenden Seite stark vorwölbt und die Gestalt

eines einseitig abgeflachten Ellipsoids annimmt. Die Membran der zuvor eingefalteten Stelle zeigt relativ bedeutende Dicke, sie ist farblos, ohne Zeichnung und setzt scharf gegen den gezeichneten, bräunlichen Hauttheil ab. Die genaue Einstellung eines in günstiger Lage befindlichen Pollenkorns lehrt uns, dass nur eine einfache Haut das Pollenkorn umgiebt, dass sich der farblose Hauttheil an seinen Rändern verjüngt und direct in den gefärbten fortsetzt. Zwischen den Körnern im Präparat ist überall orangerothes Oel vorhanden und haftet auch der Oberfläche der Körner an, denselben im trockenen Zustand die gelbe Färbung verleihend. Der Inhalt des Pollenkorns erscheint grau, feinkörnig. Nach kurzer Zeit, während der sich das Pollenkorn fort und fort langsam vergrössert, platzt es und entleert seinen Inhalt wurmförmig in das umgebende Wasser. In Zucker-

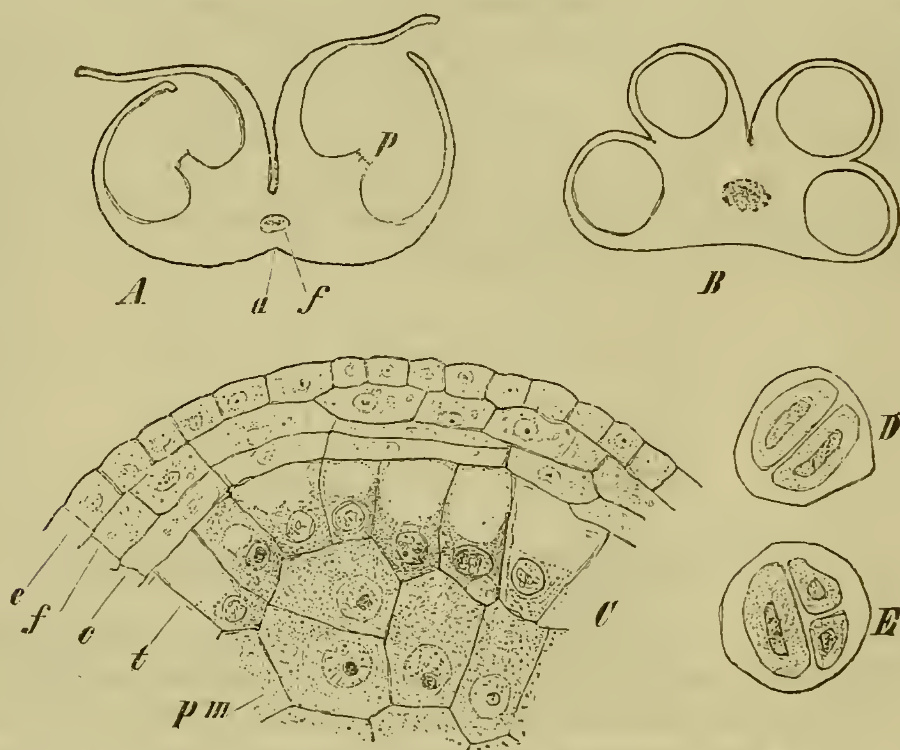


Fig. 102. Hemerocallis fulva. *A* Querschnitt durch eine fast reife Anthere mit durch den Schnitt geöffneten Fächern. *p* die Scheidewand zwischen den Fächern; *f* Gefässbündel des Connectivs; *a* Furchen am Connectiv. Vergr. 14. *B* Querschnitt durch eine junge Anthere. Vergr. 28. *C* Theil des vorhergehenden Querschnittes über einem Fach. *e* Epidermis; *f* die spätere Faserschicht; *c* die zu verdrängende Schicht; *t* die sich später auflösende Tapetenschicht; *pm* Pollenmutterzellen. Vergr. 240. *D* u. *E* getheilte Pollenmutterzellen. Vergr. 240.

lösung von hinreichender Concentration runden sich die Körner ab, ohne zu platzen, und können unversehrt beobachtet werden. — Lassen wir concentrirte Schwefelsäure auf die Pollenkörner einwirken, so wird der farblose, glatte Theil ihrer Wand sofort gelöst, der gezeichnete, bräunliche resistirt hingegen: er ist cutinisirt. Der cutinisirte Theil hat somit in der geöffneten Anthere, wo das Pollenkorn eingefaltet ist, für den Schutz des ganzen Korns zu sorgen. Wie an den trockenen Körnern zu sehen, stossen die Ränder des cutinisirten Hauttheiles längs der Falte an einander, so dass der nicht cutinisirte Theil völlig verborgen in der Falte liegt. Derselbe kommt erst auf der Narbe zum Vorschein, wenn das Korn dort quillt und wächst zum Pollenschlauche aus. Ein Exinium und Intinium d. h. eine besondere äussere und innere Kante ist aber, wie wir sehen, an dem Pollenkorn von Hemerocallis nicht zu unterscheiden, indem die Wand

nirgends eine doppelte Zusammensetzung zeigt. Ihr cutinisirter Theil functionirt eben als Exinium, während der nicht cutinisirte sich so wie in anderen Fällen das Intinium verhält. — Unter dem Einfluss der Schwefelsäure wird die Structur der cutinisirten Hauttheile sehr deutlich. Bei starker Vergrösserung von oben betrachtet, zeigt er uns ein meandrisches Netzwerk mit zierlich welligen Wänden. In vielen Maschen sieht man einen blauen, unregelmässig contourirten Körper liegen, der das zuvor gelbe, mit Schwefelsäure sich blau färbende Oel repräsentirt. Der cutinisirte Hauttheil selbst ist gelb geworden. Stellt man auf den optischen Durchschnitt jetzt ein, so erkennt man leicht eine zusammenhängende innere Wandschicht, der die vorspringenden Leisten aufsitzen. Die Leisten sind an ihrer Aussenkante angeschwollen, so dass sie im optischen Durchschnitt keulenförmig erscheinen. Bei Flächenansicht sieht man die Felder im Grunde der Maschen fein punktirt und der optische Durchschnitt lehrt, dass diese Punkte in Wirklichkeit kleine Höcker sind, die der inneren Wandschicht aufsitzen. Nach einige Stunden andauernder Wirkung der Schwefelsäure nimmt das Hautstück eine rothbraune Färbung an, während der hervorgetretene Inhalt des Pollenkornes sich gleichzeitig rosa tingirt, ein Verhalten, welches das Protoplasma der Schwefelsäure gegenüber öfters zeigt.[2]) — In 25 % Chromsäure wird der nicht cutinisirte Hauttheil und der Inhalt der Pollenkörner rasch gelöst, der cutinisirte Hauttheil resistirt länger; schliesslich ist von demselben nur das Netzwerk der Verdickungsleisten vorhanden, bis auch dieses schwindet.

Wir führen nunmehr Querschnitte durch die Antheren aus; zunächst thun wir jedenfalls gut, uns an eine nur etwa zu zwei Drittel ausgewachsene Blüthenknospe zu wenden und schneiden quer durch dieselbe. Mit den Nadeln werden hierauf die Perigonblatt-Querschnitte aus dem Präparat entfernt. Ungeachtet wir eine so junge Blüthe zur Untersuchung wählten, finden wir doch alle Antherenfächer geöffnet. Das Oeffnen derselben erfolgt eben sehr leicht und wird beim Schneiden durch den Druck des Messers verursacht. Das vorstehende Bild (Fig. 102 *A*) soll zur Orientirung dienen. Die Wände der Antherenfächer lösen sich von der die beiden Fächer jeder Antherenhälfte trennenden Scheidewand (bei *p*) ab. Sie verringern hierbei ihre Krümmung. Die beiden Antherenhälften werden durch das schmale, von einem Gefässbündel (*f*) durchzogene Connectiv verbunden. Betrachten wir den Querschnitt bei stärkerer Vergrösserung, so sehen wir zu äusserst an demselben eine mit violettem Zellsaft erfüllte, flachzellige Epidermis. Diese Epidermiszellen sind nach aussen vorgewölbt. An den Rändern der Fächerwände sinken sie rasch zu geringer Höhe hinab. Hier erfolgt die Ablösung von der mittleren Scheidewand. Auf der ganzen Oberfläche der Anthere sind Spaltöffnungen zerstreut. Eine kleine Athemhöhle liegt unter denselben. Auf die Epidermis folgt an der Fächerwand eine einzige Schicht relativ hoher, mit ringförmiger Verdickung versehener Zellen, die sogenannte fibröse Schicht. Die Ringe in diesen Zellen sind senkrecht zur Oberfläche gestellt, sie gehen stellenweise in Schraubenwindungen über, anastamosiren ausserdem vielfach netzförmig mit einander. Nach der Rückenfläche der Anthere zu werden die Fächerwände allmählich dicker, indem die Schicht fibröser Zellen sich verdoppelt.

Der übrige Körper der Anthere wird dort ebenfalls von den fibrösen Zellen aufgebaut. Nur die Zellen, welche das Gefässbündel des Connectivs umgeben, und diejenigen (*p*), welche die Scheidewand zwischen den Antherenfächern bilden, sind ohne Verdickungsleisten. Um Flächenschnitte durch die Antheren auszuführen, wählen wir wiederum bis auf zwei Drittel ausgewachsene Blüthenknospen. Die Flächenschnitte zeigen uns, dass die Epidermiszellen über den Fächern longitudinal, die Zellen der fibrösen Schicht aber quer gestreckt sind. Nicht so an der Rückenfläche der Anthere, wo die fibrösen Zellen sich mehr isodiametrisch zeigen. Ueber den Fächern sind die Verdickungsleisten an der Aussenseite der fibrösen Zellen schwächer, ja oft kaum angedeutet. Beim Austrocknen ziehen sich die inneren d. h. dem Zelllumen zugekehrten Lamellen der Verdickungsleisten stärker als die äusseren zusammen, wodurch das Aufspringen der Fächer veranlasst wird. Häufig unterbleibt bei den Angiospermen, ähnlich wie bei Taxus, die Verdickung der Aussenfläche der fibrösen Zellen an den Fächerwandungen gänzlich, so dass die Verdickungsleisten derselben U-förmige oder korbförmige, nach aussen offene Figuren darstellen; es ist klar, dass eine solche Einrichtung das Concavwerden der Fächerwände an der Aussenseite erleichtert. — Um das Verhältniss des Filamentes zu der Anthere genau festzustellen, führen wir auch noch einen medianen Längsschnitt, der somit zwischen die beiden Antherenhälften fällt, durch den oberen Theil des Staubblattes aus. Wir sehen das Filament an der Insertionsstelle der Anthere sich stark verdünnen. Sein Bündel tritt in das Connectiv ein und setzt sich in demselben, sich allmählich erschöpfend, fast bis zum Gipfel der Anthere fort. Die das Gefässbündel umgebenden, nicht fibrösen Zellen, die wir auf dem Querschnitt sahen, lassen sich auch aus dem Filament in das Connectiv verfolgen. — Um die Antherenfächer im Querschnitt geschlossen zu erhalten, gehen wir so lange auf immer jüngere Blüthenknospen zurück, wie sich dies als nöthig erweist (Fig. 102 *B*).

Führen wir jetzt Querschnitte durch etwa 6 bis 7 *mm.* hohe Blüthenknospen, so finden wir an den Wänden der Fächer ausser der Epidermis (Fig. 102, *C*, *e*), zwei bis drei Schichten flacher (*f*, *c*) und eine Schicht radial gestreckter Zellen (*t*). Letztere umgeben das ganze Fach. Das Innere derselben wird von den polygonalen Pollenmutterzellen erfüllt.

Führen wir hierauf Querschnitte durch etwa 1 *cm.* hohe Blüthenknospen aus, so sehen wir die Pollenmutterzellen eventuell schon isolirt und in Theilung begriffen. Diese Pollenmutterzellen sind an ihrer weissen, dicken, stark lichtbrechenden Wand kenntlich, ihr Inhalt ist in zwei oder bereits in vier Zellen getheilt, die in einer (Fig. 102 *D*) oder in zwei (Fig. 102 *E*) sich kreuzenden Ebenen liegen. Es werden somit die Pollenkörner wie die Sporen durch Viertheilung innerhalb ihrer Mutterzelle erzeugt. Die Antherenwandung ist von „Tapetenzellen“ ausgekleidet, die mit gelbbraunem Inhalt erfüllt sind. Dieselben gingen aus der innersten, das Fach ankleidenden Schicht (*t*) hervor. In nächst älteren Blüthenknospen haben sich die Wände der Pollenmutterzellen aufgelöst, die jungen Pollenkörner liegen frei; die Tapetenzellen haben ihre Selbständigkeit grösstentheils aufgegeben, ihr Inhalt ist zwischen die jungen Pollenkörner gedrungen. Die unter der Epidermis gelegene Schicht flacher Zellen (*f*)

ist stark gewachsen und bildet die Faserschicht, während die nächst innere Schicht zerquetscht und desorganisirt wurde. Schliesslich nimmt, wie noch ältere Knospen zeigen, der noch unverbrauchte Theil der Tapetenzellen, besonders in der Peripherie des Faches, eine intensiv gelbbraune Färbung, fettglänzendes Aussehen an und bildet so die ölige Substanz, die um und an den Pollenkörnern haftet.

Wie Hemerocallis verhalten sich die Lilium-Arten. Die Differenzirungsvorgänge in den Antheren spielen sich hier aber später ab. In zwei Centimeter hohen Blüthenknospen von Lilium candidum, croceum und anderen beginnen sich die Pollenmutterzellen erst zu theilen. Auf Querschnitten durch frische Blüthenknospen fallen die grossen Tapetenzellen durch die gelbbraune Färbung ihres Inhalts sehr auf. Die hypodermalen, sowie alle andern, später mit Verdickungsleisten zu versehenden Zellen sind dicht mit Stärkekörnern angefüllt.

Funkia ovata giebt ebenfalls ein sehr günstiges Untersuchungsobject ab und verhält sich wie Hemerocallis und Lilium, so auch Agapanthus umbellatus u. a. m. Tulipa und Hyacinthus orientalis sind ebenfalls gut zu brauchen. Bei Tulipa spitzt sich das Filament unter der Anthere so stark zu, dass letztere drehbar wird; bei Hyacinthus sind die Antheren fast sitzend auf dem Perigon.

Weniger gut lässt sich Tradescantia virginica schneiden, wir untersuchen dieselbe aber in Hinblick auf ihre Pollenkörner. Querschnitte durch Blüthenknospen, die etwa zwei Drittel ihrer definitiven Höhe erreicht haben, zeigen uns die beiden Antherenhälften durch ein relativ stark in die Quere gestrecktes Connectiv getrennt. Die Fächerwände sind bereits auf zwei Schichten reducirt und die Verdickungsleisten in der innern Schicht schon ausgebildet. Die jungen Pollenkörner liegen in einer gelbbraunen Substanz, deren Ursprung aus den Tapetenzellen uns bereits bekannt ist, eingebettet. Die Scheidewand zwischen den beiden Fächern jeder Antherenhälfte ist hier stark entwickelt und springt so weit vor, dass äusserlich kaum eine Vertiefung zwischen den beiden Fächern zu sehen ist. An der Insertionsstelle der Fächerwände an der Scheidewand hört plötzlich die Faserschicht auf und hier auch erfolgt später die Trennung. Flächenbetrachtung der Fächerwände zeigt auch in diesem Falle einen longitudinalen Verlauf der Epidermis, einen queren der Faserschicht und ein meist vollständiges Fehlen der Verdickungsleisten an der Aussenwand der Zellen.

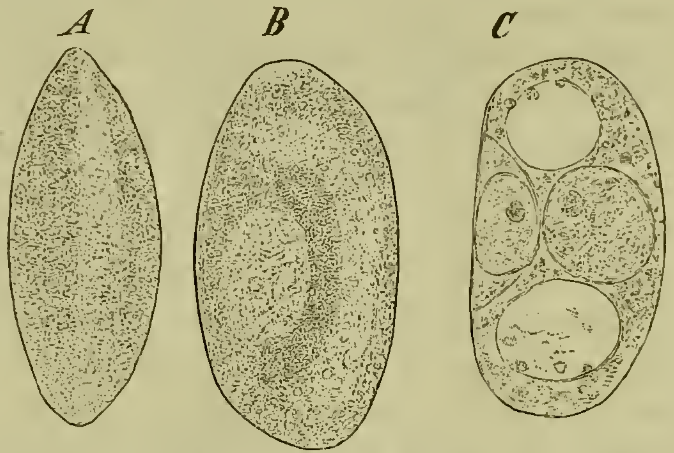


Fig. 103. Tradescantia virginica. *A* Pollenkorn trocken, *B* in Wasser, *C* junges Pollenkorn in Wasser, die vegetative Zelle zeigend. Vergr. 540.

Betrachten wir die Staubblätter aus einer zum Aufblühen reifen Knospe mit der Lupe, so sehen wir die schön schwefelgelben Antheren an dem violetten, mit violetten Haaren besetzten Filament befestigt. Die trocknen Pollenkörner sind jetzt einseitig zusammengefaltet (Fig. 103 *A*).

Im Wasser gleicht sich die Falte aus und die Körner werden fast ellipsoidisch, doch an der der Falte entsprechenden Seite stärker vorgewölbt. Ihre Haut ist fein meandrisch verziert; auch die eingefaltete Seite zeigt diese Structur und zeichnet sich nur durch etwas hellere Färbung und etwas schwächere Cutinisirung aus. In dem feinkörnigen Inhalte sind zwei hellere, homogen erscheinende Flecke (*B*) zu unterscheiden. Es sind das die beiden Zellkerne, von denen der eine wurmförmig, der andere elliptisch erscheint. Der übrige Inhalt des Pollenkorns ist ziemlich gleichmässig feinkörnig. Die Pollenkörner fangen nach einiger Zeit zu platzen an, wobei die Kerne zugleich mit dem Inhalt herausgepresst werden. Sehr schön kann man beide Kerne sehen, wenn man die Pollenkörner in einem Tropfen Essigsäure-Methylgrün oder Essigsäure-Jodgrün zerdrückt. Der wurmförmige Zellkern tingirt sich stärker und streckt sich bei seinem Austritt oft bedeutend in die Länge. Bringt man die Pollenkörner in die genannten Reagentien, ohne sie zu zerdrücken, so zeigen sich die Kerne in ihrer natürlichen Lage innerhalb des Kerns und zwar der wurmförmige sehr stark, der elliptische wiederum etwas schwächer gefärbt. Die übrigen Theile des Pollenkorns bleiben gleichzeitig ungefärbt. — Werden die Pollenkörner in Wasser mit einem Tropfen Jodjodkaliumlösung versetzt, so sieht man, nach Zerdrücken der Körner, im hervorgetretenen, gelbbraun tingirten Inhalte zahlreiche kleine, blau gefärbte Stärkekörnchen. — Gehen wir auf die jüngeren Blüthen zurück, nehmen aus 6 *mm.* grossen Blüthenknospen die Anthere heraus und zerdrücken sie in Wasser, so werden wir zum Theil auf Pollenkörner mit einem Zellkern stossen, zum Theil auf solche wie Fig. 103 *C*, wo zwei Zellkerne dicht an einander liegen. Diese beiden Kerne sind aber durch eine uhrglasförmig gekrümmte Scheidewand, die den einen Zellkern sammt ein wenig Protoplasma umschliesst, getrennt. Diese flache, im Grundriss fast kreisförmig umschriebene Zelle liegt stets an der flacheren, der späteren Falte entgegengesetzten Seite des Pollenkorns. In etwas älteren Blüthenknospen kann man sehen, dass sich diese Zelle von der Wand des Pollenkorns getrennt hat und frei im Inhalt des Kornes liegt. Sie hat sich in die Länge gestreckt, entsprechend verschmälert und zugleich an den beiden Enden zugespitzt; mit Ausnahme der beiden Enden wird sie von ihrem Zellkern ausgefüllt.[4]) In fast reifen Pollenkörnern ist die besondere Abgrenzung um diesen Zellkern geschwunden, derselbe liegt somit völlig frei und hat sich noch mehr wurmförmig gestreckt. Der Vergleich mit den Gymnospermen legt es zunächst nahe, die kleine Zelle für die vegetative zu halten, thatsächlich ist sie aber die generative und ihr stärker sich tingirender Zellkern ist es, der sich bei der Befruchtung bethätigt. — Der Tinctionsunterschied zwischen dem generativen und dem vegetativen Zellkern ist meist weit auffälliger als bei Tradescantia. — Die geschilderten Beobachtungen konnten wir, so weit jüngste Zustände betreffend, in reinem Wasser anstellen, für die älteren Zustände mussten wir Methylgrün- oder Jodgrün-Essigsäure zu Hülfe nehmen. — Leucojum-Arten verhalten sich ganz ähnlich wie Tradescantia.

Oeffnet man eine zum Aufblühen reife Knospe von Oenothera biennis, so findet man, dass die Antheren bereits aufgesprungen sind und ihren Pollen entlassen haben. Letzterer wird durch viscinartige

Fäden zwischen den Antheren festgehalten. Streicht man solche Fäden auf einen Objectträger, so erscheinen sie unter dem Mikroskop als äusserst zarte, zum Theil gerade gespannte, zum Theil wellig verschlungene Stränge. Die Pollenkörner sind im trockenen Zustande undurchsichtig, doch fällt ihre dreieckige Gestalt sofort auf. Im Wasser bei stärkerer Vergrösserung zeigen sie sich als abgeflachte, gleichseitig dreieckige Körper mit warzenförmig vorspringenden Ecken. Am Grunde jeder dieser Warzen ist eine ringförmige Verdickung der Pollenhaut zu sehen. Der Inhalt der Pollenkörner erscheint feinkörnig; die beiden Zellkerne sind in dem Inhalte des reifen Korns nur äusserst schwer nachzuweisen. In Schwefelsäure nimmt die Pollenhaut eine rothbraune Färbung an. Dabei hebt sich vom Körper des Pollenkorns, Falten bildend, eine äussere, dünne, gelbgefärbte Schicht von einer inneren, dickeren, rothbraunen ab. Beide Schichten vereinigen sich in den Wänden der Warzen. Von den Seitenwänden der Warzen springen feine Zähne nach innen vor, so dass diese Wände wie porös erscheinen. Die Scheitel der Warzen werden durch die Schwefelsäure aufgelöst. Die feinen, die Pollenkörner verbindenden Fäden widerstehen dem Wasser, der Schwefelsäure und der Kalilauge und sind auch in Alcohol unlöslich. Werden die Körner mit 25% Chromsäure behandelt, so löst sich alsbald ihre Haut und zwar die stark cutinisirten Theile etwas früher als die nicht oder doch nur schwach cutinisirten, die als farblose, gequollene Kappen auf den vorspringenden Warzen des Inhalts verbleiben. Weiterhin werden diese auch gelöst und es widerstehen der Chromsäure schliesslich auch die Viscinfäden zwischen den Körnern nicht. Von der Narbe einer älteren Blüthe lassen sich Pollenkörner abheben, die bereits Schläuche getrieben haben. Die Schlauchbildung erfolgt gewöhnlich nur aus einer Warze, oder es wächst doch nur einer der gebildeten Schläuche weiter. Die Membran des Schlauches geht continuirlich in die Seitenwände der Warze über, ein besonders gegen die Aussenhaut abgegrenztes Intinium ist nicht vorhanden.[5]) Statt Oenothera kann auch ein Epilobium oder eine Fuchsia zur Untersuchung dienen.

Wir wollen uns noch einige andere, besonders charakteristisch gestaltete Pollenkörner ansehen. Die Malvaceen sind durch auffallend grosse Pollenkörner ausgezeichnet; wir betrachten diejenigen von Althaea rosea. Im Wasser erscheinen dieselben kugelrund, undurchsichtig, mit farblosen Stacheln besetzt. Sie werden sehr schön durchsichtig in Carbolsäure und in Chloralhydrat, viel weniger in Nelkenöl, noch weniger in Citronenöl. Am besten sind die Präparate in Carbolsäure, so dass wir uns an diese halten wollen. Die Oberflächenansicht derselben zeigt uns, dass die farblose Pollenhaut in annähernd gleichen Abständen mit grossen, spitzen Stacheln besetzt ist. Zwischen diese sind andere, stumpfe, kurze, von wechselnder Dicke eingestreut. Regelmässig vertheilte kreisrunde, rosa erscheinende Oeffnungen durchsetzen die Haut. Die Grundfläche der Haut ist fein punktirt. Der Inhalt des Pollenkorns erscheint gleichmässig feinkörnig, die Zellkerne sind sehr schwer nachzuweisen. Der optische Durchschnitt des Korns zeigt uns deutlich die Gestalt der grossen und kleinen Stacheln und die die Pollenhaut durchsetzenden

Kanäle. Ein äusserst zartes, thatsächlich vorhandenes Intinium ist nur als Contour des Inhalts zu verfolgen, es wölbt sich ein wenig papillenartig in die Kanäle des Exinium vor. In concentrirter Schwefelsäure wird das Exinium alsbald rothbraun gefärbt und zeigt auch dann seinen Bau sehr deutlich.

Wie die Pollenkörner von Althaea verhalten sich auch diejenigen der meisten anderen Malvaceen. Bei Malva crispa, einer häufig cultivirten Art, zum Beispiel, sind die Pollenkörner ganz ebenso wie bei Althaea gestaltet, nur dass die Stacheln der Pollenhaut sich alle gleichen; zwischen den Stacheln liegen die Austrittsstellen vertheilt, die Haut erscheint ausserdem fein punktirt.

Die grossen Pollenkörner der Cucurbita-Arten haben sich von jeher der besonderen Berücksichtigung erfreut, wegen der Deckel, welche die Austrittsstelle in dem Exinium schliessen. In Wasser treten gelbe Oeltröpfchen aus der Oberfläche des Exiniums hervor, die Körner entleeren alsbald ihren Inhalt und der Bau der Haut wird dann deutlich. Das Exinium ist mit regelmässig vertheilten, grossen und zwischen diesen mit sehr zahlreichen kleinen Stacheln besetzt. Die Austrittsstellen sind rund, die Deckel durch das papillenartig vorgewölbte Intinium einseitig oder vollständig emporgehoben. Der Deckel hat den Bau des angrenzenden Exiniums und trägt ein oder einige Stacheln. Sehr gute Bilder erhält man in Citronenöl, wenig brauchbare in Nelkenöl. Andererseits sind die Bilder in Chloralhydrat denjenigen in Carbolsäure vorzuziehen. In einem Worte: für jedes einzelne Object ist das günstigste Aufhellungsmittel durch Versuche zu ermitteln. An den Citronenöl- und Chloralhydrat-Präparaten stellen wir auf optischen Durchschnitten die Lage der Deckel innerhalb des Exinium fest, in welches sie sich mit nach innen zu etwas erweitertem Grunde eingekeilt finden. Unter dem Deckel ist die Anschwellung des Intinium zu sehen. In Schwefelsäure werden die Oeltropfen an dem Exinium blau. Das Exinium bräunt sich langsam. Die Deckel werden durch den hervorquellenden Inhalt abgestossen. In 25 % Chromsäure wird alsbald die ganze Pollenhaut gelöst; das Intinium widersteht etwas länger und ist im Augenblick, wo das Exinium schwindet, als stark geschwollene, homogene Haut zu verfolgen. Das Pollenkorn hat sich zuvor entleert, wodurch die Beobachtung des Intiniums noch wesentlich erleichtert wird. In der Schwefelsäure ist hingegen das Intinium sofort gelöst worden, das Exinium bleibt erhalten, der hervorgetretene Inhalt des Pollenkorns färbt sich wie in andern Fällen allmählich rosa.

Von zusammengesetzten Pollenkörnern, die sowohl bei Monocotyledonen wie Dicotyledonen vorkommen, sehen wir uns zunächst diejenigen von Calluna vulgaris an. Die Körner sind zu je vier vereinigt und meist tetraëdrisch gruppirt. Die Pollenhaut zeigt nur schwache Erhabenheiten und meist drei Austrittsstellen für jedes Korn. — Wie Calluna verhalten sich im Wesentlichen die Erica-, Azalea- und Rhododendron-Arten. — Bei Acacia-Arten, ja überhaupt bei Mimosen,[6]) bilden die Pollenkörner Gruppen von 4, 8, 12 und 16, selbst mehr Zellen, können aber auch vereinzelt auftreten.

In einer 3 bis 30 % Zuckerlösung, die 1,5 % Gelatine enthält, trei-

ben die meisten Pollenkörner leicht Schläuche, in welchen die Protoplasmaströmung schön zu sehen ist. Sicher und rasch erfolgt die Schlauchbildung in 5 % Zuckerlösung und 1,5 % Gelatine bei Paeonia, Staphylea und auch bei Tradescantia wenn die Pollenkörner frisch geöffneten Blüthen entnommen werden. Das günstigste Object sind vielleicht die Lathyrus-Arten in 15 % Zuckerlösung und 1,5 % Gelatine. Diese Lösungen müssen frisch dargestellt werden, die Aussaat ist am besten in einem hängenden Tropfen in feuchter Kammer (pag. 175) auszuführen.

Anmerkungen zum XXVIII. Pensum.

[1]) Zu Staubblatt und Pollen vergl. v. Mohl, Ueber den Bau und die Formen der Pollenkörner 1834. — Fritsche, Ueber den Pollen. Mém. de sav. étrang. 1836. — Naegeli, Zur Entwicklungsg. d. Poll. bei den Phan. 1842. — Schacht, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. II, pag. 109. — Warming in Hanstein's bot. Abh. Bd. II, Heft II. Strasburger, Befr. und Zellth. pag. 15 und Bau der Zellhäute pag. 86. — Elfving. Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XIII, pag. 1. — Goebel, Grundz. d. Syst. etc. pag. 398. — Luerssen, Grundz. d. Bot. III. Aufl., pag. 359; Med. Pharm. Bot. Bd. II, pag. 198. — Prantl, Lehrb. d. Bot. IV. Aufl., pag. 192. — In den citirten Schriften die übrige Litteratur.

[2]) Sachs, bot. Ztg., 1862, pag. 242.

[3]) Warming in Hanstein's bot. Abh. Bd. II, Heft II. — Goebel, Grundzüge, pag. 409.

[4]) Vergl. hierzu auch Elfving, Jenaische Zeitschr. f. Naturwiss. Bd. XIII, pag. 12.

[5]) Strasburger, Bau d. Zellh., pag. 95; dort auch die Entwicklungsgeschichte.

[6]) Rosanoff, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IV, pag. 441. — Engler, ebend. Bd. X, pag. 277. Dort die übrige Litteratur.

XXIX. Pensum.

Das Gynaeceum bei den Angiospermen.

Wir orientiren uns zunächst ganz im Allgemeinen über den Bau des Fruchtknotens.[1]) Zu diesem Zwecke eignet sich sehr gut eine Ranunculacee, zum Beispiel Delphinium Ajacis, der Garten-Rittersporn. Wir wählen eine alte Blüthe, von der die Blumenblätter und Staubgefässe sich leicht entfernen lassen und betrachten die in centraler Lage stehen gebliebenen drei Stempel oder Pistille. Schon die äussere Betrachtung lässt an dem Stempel den unteren, grünen, angeschwollenen Theil: den Fruchknoten (Germen, Ovarium) und den schmalen, hier rosa gefärbten Theil, in den sich der Fruchtknoten verengt: den Griffel (Stylus) unterscheiden. Letzterer endet mit der Narbe (Stigma), die in diesem Falle nicht besonders abgesetzt ist und einfach nur den Griffel abschliesst. — Wir stellen nun Querschnitte durch alle drei Fruchtknoten zugleich dar und betrachten sie bei schwacher Vergrösserung, eventuell unter Zusatz von ein wenig Kalilauge. Der Querschnitt (Fig. 104) zeigt uns für jeden Fruchtknoten eine einzige Höhle. Augenscheinlich ist es ein einziges Fruchtblatt oder Carpellblatt, das je einen solchen Fruchtknoten bildet. Das Fruchtblatt denken wir uns nach innen zusammengeschlagen und seine Ränder hier

verwachsen. Auf einen solchen Ursprung deutet auch noch die „Bauchnaht“ hin, die wir thatsächlich in der Mediane des Fruchtknotens an seiner nach der Mitte der Blüthe zu gekehrten Fläche finden. Ein solcher von einem Fruchtblatt gebildeter Fruchtknoten ist ein monomerer; wenn eine grössere Anzahl solcher monomeren Fruchtknoten in einer Blüthe vereinigt ist, so wie es in unserem Beispiele der Fall, so ist die Blüthe polycarpisch. Die Fruchtknoten sind hier bis auf ihren Grund frei und nur mit der Basis dem „Blüthenboden“ inserirt, sie heissen daher oberständig. Der ganze weibliche Geschlechtsapparat der Blüthe, er mag aus einem oder aus zahlreichen Stempeln bestehen, wird aber als Gynaeceum bezeichnet. — Unsere Querschnitte zeigen leicht die Furche an der Bauchseite und bei stärkerer Vergrösserung können wir die Epidermis der Aussenseite an dieser Stelle durch die ganze Dicke der Wand verfolgen und sich in die Epidermis der Fruchtknotenhöhle fortsetzen sehen. Interessant ist es, dass auch diese innere Epidermis Spaltöffnungen besitzt. Die Fruchtknotenwandung wird von einer Anzahl Gefässbündel durchzogen, von denen sich die meisten an der Rückenseite, einige nahe den Rändern des Fruchtblattes an der Bauchseite zeigen. Die Ränder des Fruchtblattes sind ein wenig angeschwollen und bilden nach der Fruchtbodenhöhle zu die Placenten (*p*). Von diesen entspringen die Samenknospen (Ovula) (*s*), der Zahl der Placenten entsprechend, in zwei Reihen. Mit den Samenknospen wollen wir uns später beschäftigen und heben zu diesem Zweck unsere Präparate auf.

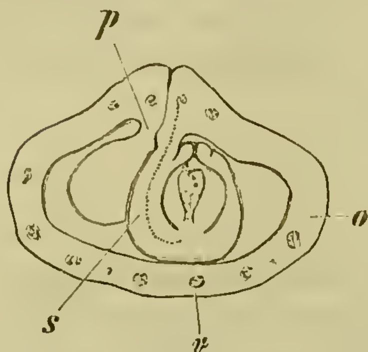


Fig. 104. Delphinium Ajacis. Querschnitt durch einen Fruchtknoten. *o* Fruchtknotenwand; *v* Gefässbündel in derselben; *p* Placenta; *s* Samenanlage. Vergr. 18.

In der Blüthe von Butomus umbellatus finden wir wie bei Delphinium eine grössere Anzahl von Fruchtknoten und zwar sechs; allein diese Fruchtknoten sind nur noch in ihrer oberen Hälfte frei, in der unteren Hälfte sind sie seitlich mit einander verwachsen und lassen sich nicht unversehrt isoliren. Der Griffel ist sehr kurz, und stellt dessen obere Kante die Narbe dar. Wir führen Querschnitte durch die freien und die vereinigten Theile der Fruchknoten aus. Das Bild der freien oberen Theile ist im Hinblick auf das Fruchtblatt das nämliche wie bei Delphinium, die einzelnen Fruchtblätter bleiben auch bis an ihren Grund gegen einander abgegrenzt, allein in den unteren Theilen gelingt es uns auch an den Querschnitten nicht mehr, die einzelnen Fruchtblätter seitlich von einander intact zu trennen. Wir haben es bei Butomus mit einem Mittelding zwischen polycarpischen und monocarpischen Blüthen zu thun und ist dieses Beispiel geeignet, uns in die mehrfächerigen, aus mehr als einem Fruchtblatt gebildeten, Fruchtknoten einzuführen. Ausserdem ist uns aber als Novum eine andere Erscheinung bei Butomus noch entgegengetreten. Die Samenknospen entspringen nicht allein an den Rändern, vielmehr, die Mediane ausgenommen, aus der ganzen inneren Fläche der Fruchtblätter: sie sind „flächenständig“. Die ganzen Wände sind mit Samenknospen besetzt und fungiren als Placenten. An der Insertionsstelle jeder Samenknospe ist ein feines Gefässbündel zu sehen, welches

die Samenknospe versorgt. Es sind Zweige der stärkeren, tiefer im Gewebe liegenden grösseren Gefässbündel.

Der Fruchtknoten der Liliaceen ist oberständig; wir wählen die Tulpe, Hyacinthe, eine Lilie oder Hemerocallis mit dem gleichen Erfolg zur Untersuchung. Bei der Tulpe sind die drei Narbenlappen sitzend auf dem Fruchtknoten, ohne Griffel. Bei Hyacinthus ist der Griffel kurz, die Narbe klein, schwach-dreitheilig. Bei Lilium der Griffel lang, die Narbe dreitheilig. Bei Hemerocallis der Griffel sehr lang mit ebenfalls dreitheiliger, doch sehr kleiner Narbe. — Querschnitte zeigen uns einen dreifächerigen Fruchtknoten aus drei geschlossenen und mit einander verwachsenen Fruchtblättern gebildet. Hier ist weder seitlich, noch in der Mitte eine Grenze zwischen den Geweben der einzelnen Fruchtblätter zu erkennen und eine einzige fortlaufende Epidermis deckt das ganze Gebilde von aussen. Drei Fruchtblätter bilden hier somit einen polymeren, dreifächerigen Fruchtknoten. Jedes der drei zu diesem dreifächerigen Fruchtknoten vereinigten Fruchtblätter trägt, seinen beiden Rändern gemäss, zwei Reihen von Samenknospen, das heisst, die Placenten liegen hier in den inneren Winkeln der Fruchtknotenfächer. Die Placentation ist somit eine randständige, wie bei Delphinium. Da sie aus den der Mitte zugekehrten Winkeln der Fächer entspringt, so wird sie auch noch als centrale bezeichnet. Querschnitte durch den Griffel von Hemerocallis führen uns in demselben einen mittleren, dreieckigen Gang, den „Staubweg", vor. Drei Gefässbündel sind nach den drei Kanten des Staubwegs vertheilt. Ein Längsschnitt durch den Scheitel des Griffels und somit auch durch die Narbe zeigt uns die Oberfläche der letzteren in lange Papillen ausgewachsen. Diese Erscheinung ist an Narbenflächen sehr verbreitet; Hemerocallis bietet aber noch das interessante Verhalten, dass die Cuticula der Papillen durch Schleimbildung emporgehoben wird. Diese Cuticula ist spiralig gestreift und demgemäss folgt ihre Abhebung einer Schraubenlinie. Zuletzt wird die Cuticula ganz von den inneren Membranschichten abgelöst und eventuell von der Papille abgestossen. — Die andern Liliaceen würden uns ebenfalls einen hohlen Griffel zeigen; in den meisten Fällen ist der Griffel hingegen solid, jedoch von leicht aus dem seitlichen Verband tretenden, oder doch mit gequollenen Seitenwänden versehenen Zellen erfüllt, zwischen welchen die Pollenschläuche leicht abwärts wachsen können.

Ein oberständiger Fruchtknoten steht in den Blüthen der Primula-Arten. Diese sind dimorph, das heisst, sie haben kurzgriffelige und langgriffelige Fruchtknoten und hoch oder niedrig an der Blumenkrone inserirte Staubgefässe aufzuweisen. Ein median durch den Fruchtknoten geführter Längsschnitt zeigt uns, dass die Blüthenaxe sich in die Fruchtknotenhöhle fortsetzt und hier hutpilzförmig anschwillt. In der Mitte ragt der Hut papillenartig in den Staubweg des Griffels hinein. Die ganze Oberfläche dieser hutpilzförmigen Anschwellung ist mit Samenknospen besetzt. Wir haben es mit einer freien centralen Placenta zu thun. Mit dieser Placenta hängt die Wandung des Fruchtknotens nirgends zusammen. Dies zeigen uns ganz überzeugend die Querschnitte, in welchen die Fruchtknotenwandung als freier Ring um die centrale Placenta erscheint. Es fehlen auch an dem Ring die Anhaltspunkte, um die Zahl der die Frucht-

knotenwandung bildenden Fruchtblätter zu bestimmen, diese wird aber im Hinblick auf die Zahlenverhältnisse der anderen Blüthentheile und auf den Umstand, dass bei manchen Primulaceen die Fruchtkapsel mit fünf Zähnen an ihrem Scheitel sich öffnet, als fünf angenommen. Bei Primula selbst ist die Zahl der Zähne, mit der die Kapsel sich öffnet, unbestimmt. — Statt der Primula können mit demselben Erfolg Lysimachia- oder Anagallis-Arten zur Untersuchung dienen, sie tragen alle ihre Samenknospen an einer freien, centralen Placenta.

Wir untersuchen jetzt einen unterständigen Fruchtknoten, und zwar zunächst denjenigen von Epipactis palustris, oder einer andern Orchidee. Der braune Fruchtknoten liegt unter der Insertion der übrigen Blüthentheile. Wir wählen zum Schneiden eine junge Fruchtanlage, über der die Blumenblätter sich bereits zu bräunen begonnen haben. Die Querschnitte sind sehr instructiv, sie zeigen uns einen einfächerigen Fruchtknoten, der in gleichen Abständen an der Wand drei Doppelpaare von Placenten trägt. Die Placenten spalten sich wiederholt an ihren Rändern und tragen eine grosse Anzahl von Samenknospen. Die Fruchtknotenwandung führt an ihrer Aussenseite sechs vorspringende Rippen, von denen drei den Insertionsstellen der Placenten entsprechen, drei besonders kräftige mit diesen Insertionsstellen alterniren. Jede Rippe ist von einem Gefässbündel, respective einem Gefässbündelcomplex durchzogen, ausserdem liegt noch je ein kleines Bündel an der Trennungsstelle zweier Placenten. Bei einem oberständigen Fruchtknoten, dessen Querschnitt mit dem hier beobachteten völlig übereinstimmen könnte, würden wir keinerlei Bedenken tragen, den Fruchtknoten als aus drei Fruchtblättern gebildet zu betrachten und in den Placentenpaaren die eingeschlagenen Ränder je zweier angrenzender Fruchtblätter zu erblicken. Die drei mit den Insertionslinien der Placenten abwechselnden Rippen würden wir für die Medianen der drei Fruchtblätter erklären. Da es sich nun aber um einen unterständigen Fruchtknoten handelt, so liegt die Sache weniger einfach. Entweder können wir uns nämlich vorstellen, dass der unterständige Fruchtknoten aus der ausgehöhlten Blüthenaxe besteht und nur oben von den Fruchtblättern abgeschlossen wird, dass von letzteren aber die Placenten abwärts sich in die ausgehöhlte Blüthenaxe fortsetzen, oder wir nehmen an, dass die Fruchtblätter mit der ausgehöhlten Blüthenaxe verwachsen sind, in der Wandung des unterständigen Fruchtknotens somit der äussere Theil dem Stengel, der innere den Fruchtblättern angehört. Die letzte Auffassung ist entschieden vorzuziehen, sie hat aber keinen anderen, als einen phylogenetischen Werth, das heisst, wir stellen uns vor, dass der unterständige Fruchtknoten im Laufe der Zeiten so entstanden ist. Thatsächlich fehlen aber an dem Objecte selbst die anatomischen und entwicklungsgeschichtlichen Momente für eine solche Auffassung und wir können uns somit auch damit begnügen, constatirt zu haben, dass der Bau dieses unterständigen Fruchtknotens nicht anders als derjenige eines polymeren, einfächerigen, oberständigen ist. — Stehen uns reife Fruchtkapseln von Epipactis zur Verfügung, so werden wir bei dieser, sowie bei den meisten anderen Orchideen finden, dass die Wand der „Kapseln“ mit sechs Längsspalten aufspringt. Die sechs die Spalten

trennenden Leisten bleiben am Grunde und am Scheitel des Fruchtknotens vereinigt. Drei derselben sind breiter und fertil, drei schmäler und steril. Die drei sterilen entsprechen den median gestellten Rippen, die wir auf dem Querschnitt des Fruchtknotens sahen, sie bilden die sogenannten Zwischenstücke, die drei fertilen Leisten tragen auf ihrer Mitte die Placenten.

Wir wollen es jetzt versuchen, uns mit dem Bau der Samenknospen bekannt zu machen und gleichzeitig die Befruchtungsvorgänge bei Angiospermen in's Auge zu fassen. Um die einzelnen Theile der Samenknospe kennen zu lernen, führen wir zunächst Querschnitte durch die Fruchtknoten von Aconitum Napellus oder einer anderen Aconitum-Art aus. Wir wählen eine im Verblühen befindliche Blüthe, streifen die übrigen Blüthentheile ab und schneiden nun durch die drei Fruchtknoten zugleich. Zu achten ist darauf, dass die Schnitte wirklich rechtwinklig die Längsaxen der einzelnen Fruchtknoten treffen. Die Zahl der Schnitte muss eine recht grosse sein, da es der Zufall zu fügen hat, dass wir eine Samenknospe richtig treffen. Wir durchmustern die Schnitte und suchen uns die entsprechenden aus. Wir können, falls der Schnitt nicht zart genug ist, mit ein wenig Kalilauge nachhelfen. Die Bilder sind fast identisch mit denjenigen, die wir kurz zuvor bei Delphinium betrachteten, doch ist im Bau der Hüllen an den Samenknospen ein kleiner Unterschied, der uns veranlasst, jetzt Aconitum den Vorzug zu geben. Ist eine Samenknospe median getroffen, dann sieht sie wie das nebenstehende Bild aus. Der Fruchtknoten ist monomer, die Samenknospe entspringt einer randständigen Placenta. Sie ist an derselben mit einem Stielchen, Funiculus (*f*), inserirt, dessen freier Theil nur sehr geringe Länge besitzt, der im übrigen mit dem Körper der Samenknospe verwachsen ist, an derselben die sogenannte Samennaht, Raphe (*r*) bildend. An dem Körper der Samenknospe unterscheiden wir vor allem die innere kegelförmige Gewebemasse als Knospenkern, Nucellus (*n*). Derselbe entspricht dem Makrosporangium der Gefässkryptogamen. Der Nucellus wird umhüllt von zwei Integumenten, einem inneren (*ii*) und einem äusseren (*ie*). Das innere ist allseitig bis an die Basis des Nucellus entwickelt, das äussere fehlt an der Funicularseite, indem es beiderseits an den Funiculus ansetzt. Das innere Integument lässt zwischen seinen oberen Rändern einen engen Kanal frei, der bis auf den Nucellus reicht, dieser Kanal wird als Mikropyle bezeichnet. Der Funiculus wird von einem an der Placenta stammenden Gefässbündel durchsetzt, das in manchen, doch nicht in allen Fällen bis unter die Basis des Nucellus zu verfolgen ist. Das an der Basis des Nucellus gelegene, hier durch eine

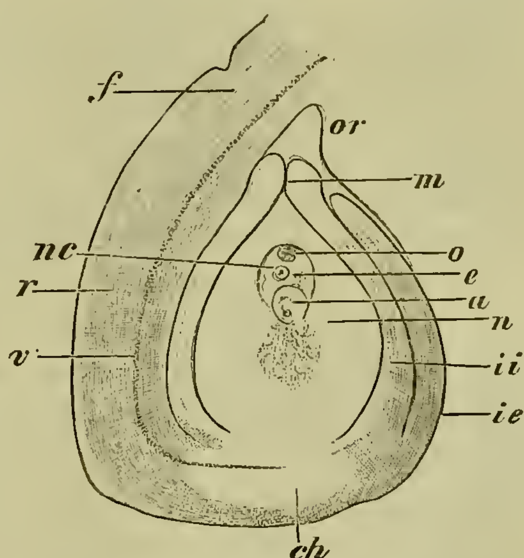


Fig. 105. Aconitum Napellus; medianer Längsschnitt einer Samenknospe. *f* Funiculus; *r* Raphe, *v* Gefässbündel des Funiculus; *ie* äusseres Integument; *ii* inneres Integument; *n* Nucellus; *ch* Chalaza; *e* Embryosack; *a* Gegenfüsslerinnen; *o* das Ei; *nc* Zellkern des Embryosackes; *m* Mikropyle; *or* Fruchtknotenwandung. Vergr. 53.

hellere Färbung ausgezeichnete Gewebe wird als Knospengrund (Chalaza), (*ch*) bezeichnet. In der Längsaxe des Nucellus zeichnet sich eine grössere, einen Hohlraum bildende Zelle aus, es ist das der Embryosaek (*e*). In dessen Grunde sind einige kugelige Zellen zu bemerken, die bei Aconitum (den Ranunculaceen überhaupt) sehr stark entwickelten Gegenfüsslerinnen (*a*). In besonders günstigen Fällen kann man feststellen, dass sie in Dreizahl vorhanden sind. Im Scheitel des Embryosaekes sieht man wohl auch eine kleine Zelle, die aber nur auf rein medianen Schnitten naehzuweisen ist; es ist das das Ei (*o*). Die ganze Samenknospe ist als anatrope, das heisst rüekläufige zu bezeiehnen, weil der Körper der Samenknospe nicht in gerader Verlängerung des Funieulus liegt, sondern an demselben umgelegt erseheint, mit ihm einseitig verwaehsen ist und die Mikropyle der Basis des Funiculus zukehrt. Diese Form der Samenknospe herrseht bei weitem bei den Angiospermen vor. Vergleiehen wir jetzt unser Präparat von Delphinium (Fig. 104) mit demjenigen von Aeonitum (Fig. 105), so sehen wir, dass der Bau der Fruchtknoten und Samenknospen in beiden Fällen fast identisch ist, der Untersehied ist nur der, dass bei Delphinium die beiden Integumente der Samenknospe mit einander versehmolzen sind.

Wir können auch, um Sehnitte durch die Samenknospen von Aconitum zu erlangen, letztere aus dem Fruehtknoten befreien und einzeln zwischen Daumen und Zeigefinger, naeh der uns bereits bekannten Methode sehneiden. Ist die Samenknospe richtig zwischen den Fingern orientirt worden, so gelangen wir auf diesem Wege sogar sehneller zu rein medianen Ansiehten. Auch lassen sich in diesem und anderen ähnlichen Fällen, mit Vortheil die befreiten Samenknospen in Glyeerin-Gelatine oder in Celloidin einbetten und dann erst sehneiden. Die Glycerin-Gelatine muss entspreehend fest sein, d. h. relativ viel Gelatine enthalten. In Celloidin kann nur Aleohol-Material eingebettet werden. Man giesst die Celloidin-Lösung, die man von Dr. Grübler in Leipzig bezieht, in ein kleines, aus Sehreibpapier angefertigtes Kästehen und trägt die Samenknospen ein. Das Celloidin bleibt an der Luft stehen, bis dass es so fest geworden, dass es nicht mehr fliesst, worauf es in 60 bis 90 % Aleohol gelegt wird. Hier hat es naeh einigen Stunden die Consistenz des Knorpels erreieht, Dabei bleibt es durehscheinend. Man sehneidet Celloidin und Objeet zugleieh und überträgt die Sehnitte in Glyeerin oder Glyeerin-Gelatine, ohne dass es nöthig wäre das Celloidin zu entfernen. Hat man das Celloidin in Tafeln bezogen, so muss dasselbe vor dem Gebrauche in gleichen Theilen von Aether und absolutem Aleohol gelöst werden. Um die in Glycerin-Gelatine oder Celloidin einzubettenden Samenknospen siehtbarer zu maehen, kann man sie zuvor mit wässrigem Hämatoxylin tingiren; die Samenknospen werden aber hierauf in absolutem Aleohol wieder entwässert werden müssen, bevor sie in das Celloidin gelangen.

Jetzt nehmen wir das Studium des Embryosack-Innern vor. Das günstigste Object hierfür ist Monotropa Hypopitys, der gemeine Fiehtenspargel.[2]) Die blassgelbe Pflanze ist namentlieh in Kiefernwäldern nicht selten. In manehen Gegenden ist sie sehr verbreitet und für die sonst schwierige Untersuehung des Embryosaekes so günstig, dass wir keine Mühe seheuen sollten, um die Pflanze zu erlangen. Sie blüht

im Juni und Juli und muss frisch untersucht werden, da sie in Alcohol dunkelbraun, undurchsichtig wird. Die Pflanze verträgt sehr gut den Transport und kann sehr lange gesund in einem Wasserglase erhalten werden. Aehnlich wie Monotropa verhalten sich die Pyrola-Arten, doch sind die Samenanlagen kleiner. Der Querschnitt durch den unteren Theil des oberständigen Fruchtknotens zeigt uns denselben vierfächrig. Die Placenten sind stark angeschwollen und tragen an ihrer Oberfläche sehr zahlreiche, schmale, dicht aneinander gereihte Samenknospen. Die beiden Placentenhälften in jedem Fache sind eine Strecke weit durch eine radiale Trennungslinie gesondert. In dem oberen Theile des Frucht-

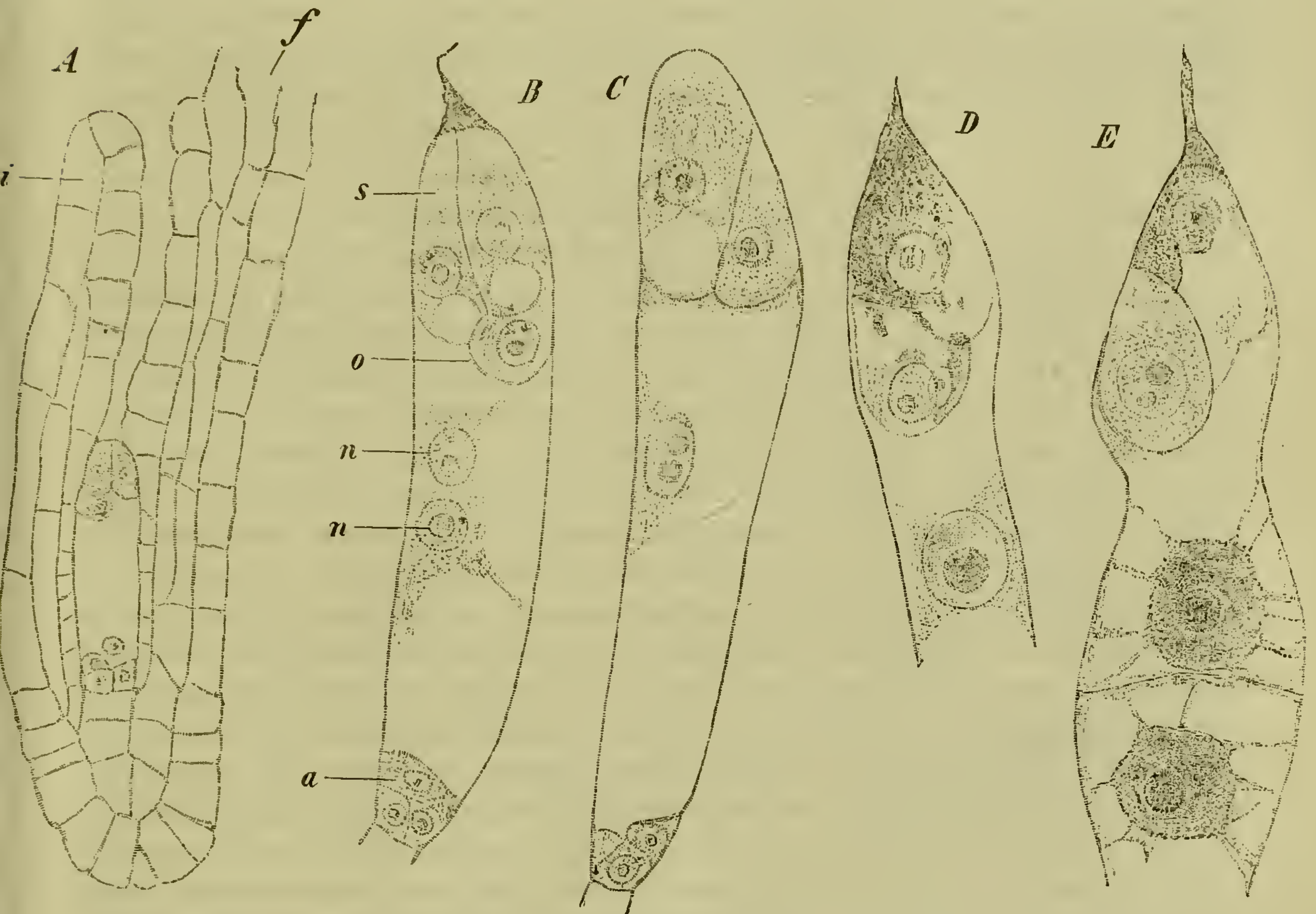


Fig. 106. Monotropa Hypopitys. *A* eine ganze Samenknospe, an derselben *f* der Funiculus, *i* das Integument; *B* und *C* die ganzen Embryosäcke und zwar in denselben *s* die Synergiden, *o* das Ei, *n* Embryosackkerne; *D* und *E* obere Theile des Embryosacks, in *E* die erste Theilung für Endospermbildung. *A* 240, *B* bis *E* 600 Mal vergrössert.

knotens reichen diese Trennungslinien bis zur Mitte und stossen hier auf einander. Wir sehen nun vier starke, der Mitte je einer Scheidewand aufsitzende Placentenpaare, die je zwei benachbarten Fächern angehören; die Paare sind leicht mit den Nadeln von einander zu trennen. Die Samenknospen für die Untersuchung gewinnen wir, indem wir einen Theil der Fruchtknotenwand mit der Pincette abheben und von einer nunmehr offen vorliegenden Placenta die Samenknospen mit der Nadel abstreifen. Wir bringen dieselben in reines Wasser oder 3 % Zuckerlösung, in der sich die Samenknospen länger halten. Entnehmen wir das genannte Material einer älteren Blüthe, in der die Staubblätter bereits verstäubt sind, so finden wir zum Theil reife, noch nicht befruchtete, zum Theil bereits

befruchtete Samenknospen. Zwischen den Samenknospen treffen wir vielfach auf Pollenschlauchstücke. Die empfängnissreife Samenknospe sieht wie die umstehende Figur 106, *A*, aus. Sie ist durchsichtig und kann auf den optischen Durchschnitt eingestellt werden. Wir erkennen in ihr eine anatrope Samenknospe und zwar mit nur einem Integument (*i*). Das ganze Innere der Samenknospe wird durch den Embryosack erfüllt, wir vermissen den Nucellus, der während der Entwicklung durch den anwachsenden Embryosack verdrängt wird. Den Scheitel des Embryosacks nehmen, wie wir das jetzt deutlich sehen können, drei Zellen ein. Diese drei Zellen bilden den Eiapparat. Sie sind nicht gleichwerthig. Die beiden oberen sind die Gehilfinnen oder Synergiden (Fig. 106 *B*), die tiefer inserirte ist das Ei (*o*). Die Synergiden, man stellt es leicht fest, führen im unteren Theile eine Vacuole, sind höher hinauf mit Protoplasma erfüllt und enthalten hier auch den Zellkern. Das Ei führt umgekehrt das Zellumen oben, unten die Hauptmasse des Zellplasma und den Zellkern. Nicht immer sieht man beide Synergiden, die eine kann die andere decken (Fig. 106, *C*). Im Grunde des Embryosacks erkennt man meist unschwer die Gegenfüsslerinnen und zählt ab, dass deren auch drei vorhanden sind. Im Innern des Embryosacks findet man meist einen Zellkern mit einem Kernkörperchen (Fig. 106, *A*), doch in andern Fällen sind zwei Zellkerne (*B*), oder ein Zellkern mit zwei Kernkörperchen (*C*), vorhanden und wir entnehmen hieraus, dass der schliesslich stets nur eine Zellkern aus zweien hervorging. Samenknospen, deren Befruchtung bereits begonnen hat, erkennen wir an der Veränderung, welche die Synergiden erfuhren. Dieselben erscheinen stark lichtbrechend und zwar sind beide oder nur eine der beiden in dieser Weise modificirt. Dann ist auch sicher ein Pollenschlauch bis zum Embryosack vorgedrungen und wenn es hier auch nicht leicht ist, denselben im Innern der Mikropyle zu sehen, so erkennt man doch unschwer dessen zu der Mikropyle hinausragendes, bei der Präparation abgerissenes Stück. Die Pollenschlauchspitze ist aber bis an die Synergiden und Pollenschlauchplasma zwischen die Synergiden bis an das Ei gedrungen. Bei sorgfältiger Untersuchung gelingt es, in Eiern die an so veränderte Synergiden grenzen, zwei Zellkerne zu finden (*D*), einen grösseren, den ursprünglichen Eikern, daneben aber auch noch einen kleineren, der ein aus dem Pollenschlauche eingedrungener „Spermakern" ist. Letzterer nimmt alsbald an Grösse zu. Man kann Copulationszustände zwischen dem Eikern und dem Sporenkern antreffen, sieht hierauf nur einen Keimkern mit zwei ungleich grossen Kernkörperchen, von denen das kleinere aus dem Spermakern stammt (*E*), und endlich auch Keimkerne mit nur noch einem Kernkörperchen. Während die Befruchtung sich im Ei abspielt, nimmt die stark lichtbrechende Substanzmasse der einen oder der beiden Synergiden ab, sie wird augenscheinlich für die Ernährung des Eies verbraucht. Zugleich mit diesen Veränderungen im Eiapparat hat in der Embryosackhöhlung die Bildung des Endosperms begonnen, das heisst, wir sehen den Embryosack sich durch Wände theilen. Die Endospermbildung wird hier somit sofort durch Zelltheilung eingeleitet, während in anderen eben so häufigen, ja noch häufigeren Fällen, der Embryosackkern und dessen Nachkommen sich zunächst frei theilen und erst auf späteren

Entwicklungsstufen Scheidewandbildung zwischen diesen Kernen erfolgt. Der Vorgang, wie er uns hier vorliegt, findet im Allgemeinen in solchen Embryosäcken statt, die langsame und im Ganzen nicht bedeutende Grössenzunahme zeigen. Wo hingegen der Embryosack nach vollzogener Befruchtung des Eies sehr rasch wächst, da findet zunächst Kerntheilung ohne Zelltheilung statt, und die Zellbildung tritt erst ein, wenn der Embryosack annähernd ausgewachsen ist. — In Folge der Befruchtung hat das Ei eine zarte Cellulosemembran erhalten und alsbald beginnt es sich schlauchförmig zu verlängern und dringt nach einiger Zeit mit seiner Spitze in den Endospermkörper ein, wo die Spitze des Schlauches einen wenigzelligen Embryo erzeugt. — Wir haben diese Samenanlagen bisher nur in reinem Wasser oder in Zuckerlösung untersucht, wollen wir die Kerne besonders hervortreten lassen, so behandeln wir die Samenanlagen mit 2 % Essigsäure. Wir erhalten so in den meisten Samenanlagen sehr scharfe Bilder und wir fixiren auch wohl Theilungszustände der Zellkerne, ohne uns aber für den Augenblick in diesen Vorgang vertiefen zu wollen. Tingirende Medien sind wenig zu empfehlen, weil sie auch die Zellkerne im Integument färben und dadurch den Einblick in das Innere stören.

Statt Monotropa können Orchideen[3]) zur Beobachtung dienen. Die Befruchtung findet bei denselben geraume Zeit nach der Bestäubung, im bereits stark angeschwollenen Fruchtknoten statt. Man schneidet denselben auf, hebt von einer Placenta Samenknospen mit der Nadel ab und überträgt sie in Wasser oder 3 % Zuckerlösung. Ueber den Bau der fertigen Samenknospe (Fig. 107) orientiren wir uns ohne weiteres; derselbe ist sehr ähnlich demjenigen bei Monotropa, doch sind zwei Integumente und eine Lufthöhle in der Gegend der Chalaza vorhanden. Diese Lufthöhle erschwert die Beobachtung, denn sie ist mit Luft erfüllt und dringt letztere auch zwischen die Integumente vor. Die in Wasser oder in 3 % Zuckerlösung befindlichen Samenknospen müssen somit unter der Luftpumpe von der Luft befreit werden. Meist genügt schon ein leiser Druck auf das Deckglas, um die störendste, zwischen den Integumenten befindliche Luft zu entfernen. Der Nucellus ist auch bei den Orchideen durch den Embryosack ganz verdrängt; als Rest des Nucellus ist öfters noch eine stark lichtbrechende Substanzkappe am Scheitel des Embryosacks zu sehen. Der Eiapparat (*os*) ist wie bei Monotropa gebaut, nur das Ei weniger tief inserirt. Die Gegenfüsslerinnen sind nicht zu sehen, an ihrer Stelle stark lichtbrechende Substanz, in der in der That drei schwer nachweisbare Zellkerne liegen. Der

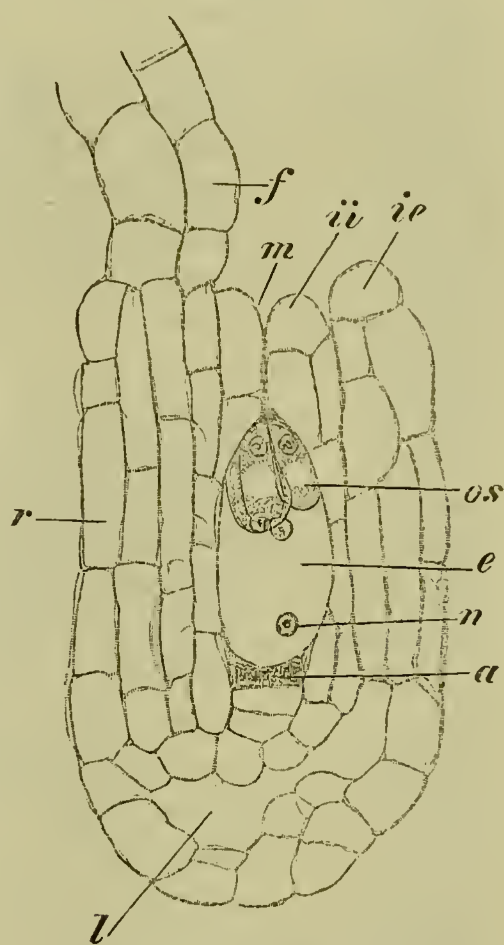


Fig. 107. Orchis pallens. Empfängnissreife Samenknospe. *os* Eiapparat; *ii* inneres, *ie* äusseres Integument, *l* Lufthöhle. Die übrigen Buchstaben wie in früheren Figuren. Vergr. 240.

Pollenschlauch ist leichter, als bei Monotropa, bis an die Synergiden zu verfolgen; die Veränderungen, welche die Synergiden erfahren, sind die nämlichen. Auch die beiden Zellkerne finden wir in dem befruchteten Ei wieder. Endosperm wird hier überhaupt nicht gebildet.

In Ermangelung von Monotropa und von Orchideen lassen sich von durchsichtigen Samenknospen zur Untersuchung verschiedene Gesneriaceen,[4]) so vor Allem die grossblüthige Gloxinia hybrida der Gärten empfehlen. Die mit einem Integument versehene Samenknospe ist so weit durcheinend, dass der Eiapparat deutlich zu sehen ist. Er zeigt die beiden Synergiden und das hier flaschenförmig gestaltete Ei. Unter Umständen kommen hier zwei Eier vor. Der Embryosack ist in seinem oberen Theile angeschwollen, verengt sich plötzlich im unteren; die Gegenfüsslerinnen in dem unteren Ende sind nicht mit Sicherheit zu unterscheiden.

Eine der günstigsten Pflanzen für das Studium der Befruchtung ist aber die Scrophularinee Torenia asiatica.[5]) Dieselbe wird jetzt überall in Gärten cultivirt und trägt das ganze Jahr über Blüthen. Sie zeichnet sich dadurch aus, dass ihr Embryosack aus der Mikropyle der Samenknospe hervorwächst und daher der ganze Eiapparat ohne andere Hülle als die Embryosackwand in die Erscheinung tritt. Querschnitte durch den oberständigen, gestreckten Fruchtknoten zeigen uns denselben zweifächrig, die beiden centralen Placenten springen als Wülste in die Fächer vor. Sie sind mit zahlreichen Samenknospen bedeckt. Zum Zweck der Beobachtung entfernen wir eine Wand des Fruchtknotens und streifen die Samenknospe von der Placenta und zwar wohl am besten unter dem Simplex ab. Wir untersuchen sie mit Vortheil in 3$^{0}/_{0}$ Zuckerwasser. Die Samenknospen sind anatrop oder richtiger etwas campylotrop, denn der Embryosack und das Integument sind in ihrem oberen Theile gekrümmt (Fig. 108 *A*). Der freie Theil des Funiculus (*f*) an der Samenanlage ist ziemlich lang. Nur ein kräftiges Integument ist vorhanden. Der Embryosack (*e*) sieht mit seinem oberen Ende aus der Mikropyle hervor. Dieser sein hervorgetretener Theil ist bauchig angeschwollen, vorn zugespitzt. Er legt sich dem Funiculus an. Den Embryosack im Innern der Samenknospe zu verfolgen hält schwer, doch kann man sich durch Hinzufügen von etwas Kalilauge und zwar während beginnender Einwirkung derselben überzeugen, dass er dem Integument unmittelbar anliegt, zunächst sehr schmal ist, dann etwas spindelförmig anschwillt und (*e**) sich an der Basis wieder verengt. Unsere Präparate in Zuckerwasser zeigen in dem freien Embryosackscheitel die beiden Synergiden und das Ei, also immer wieder die Dreizahl von Zellen im Eiapparat. Je nach der Lage des Präparats sind beide Synergiden zu sehen (Fig. 108 *B*), oder die eine deckt die andere (*C*). Am Scheitel jeder Synergide fällt uns hier eine homogene, stark lichtbrechende, gegen den hintern feinkörnigen Theil scharf abgesetzte Kappe auf: es ist das der sogenannte Fadenapparat. Behandelt man ein solches Präparat mit Chlorzinkjodlösung, so sieht man die Synergiden-Kappen sich violett färben. Sie bestehen somit aus Cellulose. Die übrige Substanz der Synergiden und des Eies färbt sich gelbbraun. Sorgfältige Betrachtung lehrt, dass die Embryosack-Membran über den Synergiden-Kappen geöffnet ist (*B*, *C*). Die Synergiden-Kappen bilden jetzt somit den Verschluss.

Sie sind, wie beiläufig bemerkt sei, namentlich bei monocotylen Pflanzen sehr verbreitet und wachsen dort oft auf weite Strecken aus dem Embryosack hervor. Ihre dort sehr häufig zu beobachtende Längsstreifuug rührt von feinen, mit plasmatischem Inhalt erfüllten Poren her. — Wir kehren zu unserem in Wasser oder Zuckerwasser liegenden Präparat zurück und



Fig. 108. Torenia asiatica. *A* zwei Samenknospen an der Placenta (*p*); *e* der freie Embryosackscheitel; *e** dessen im Innern der Samenknospe erweiterter Theil; *f* der Funiculus; *i* das Integument. Vergr. 240. *B* und *C* freier Embryosackscheitel vor der Befruchtung; *fl* Synergiden-Kappen (Fadenapparat); *o* das Ei. *D* und *E* während der Befruchtung, *D* mit einem Theil des Funiculus *f*; *t* Pollenschlauch. *B* — *E* 600 Mal vergr.

constatiren weiter, dass auch hier die Vertheilung des Inhalts in den Synergiden und dem Ei ganz die nämliche wie bei Monotropa und Orchis ist (*B*, *C*). In den Synergiden liegen die Zellkerne in dem oberen, die Vacuole im unteren Theile, umgekehrt im Ei. — Wollen wir den Befruchtungsvorgang bei Torenia studiren, so müssen wir die Blüthen zu diesem

Zwecke bestäuben. Von der Bestäubung bis zur Befruchtung vergehen 36 Stunden, so dass wir erst nach anderthalb bis zwei Tagen unsere Beobachtungen anstellen dürfen. Wir befreien, wie vorhin, die Samenknospen von der Placenta, doch möglichst vorsichtig unter dem Simplex, um auch möglichst grosse Partieen von Pollenschläuchen abzuheben. Dieselben sind hier mit grösster Leichtigkeit bis an die Embryosackspitze und zwischen den Synergiden-Kappen bis an das Ei zu verfolgen (*D*, *E*). Man sieht, dass die von den Placenten geleiteten Pollenschläuche von den Funiculi weiter geführt werden, bis dass sie die Embryosackspitze erreichen. Von letzterer aus macht sich gleichzeitig ein directer Einfluss geltend, der die Wachsthumrichtung der Pollenschlauchspitze beeinflusst. Denn es ist anzunehmen, dass die Synergiden eine bestimmte Substanz ausscheiden, welche als Reizmittel auf den Pollenschlauch einwirkt. — Die Synergiden-Kappen setzen ihrer weichen Beschaffenheit wegen, der stattfindenden Ausscheidung wenig Widerstand entgegen. Wo die Synergiden-Kappen besonders stark entwickelt sind, zeigen sie sich ausserdem von feinen Kanälen durchsetzt, welche die ausscheidende Substanz nach aussen leiten. Die Synergiden werden bei Torenia, wie auch sonst, nach Antritt des Pollenschlauches desorganisirt und bekommen das uns schon bekannte, stark lichtbrechende Aussehen. Für das Studium der weiter anschliessenden Vorgänge ist das Object nicht günstig.

Anmerkungen zum XXIX. Pensum.

[1]) Goebel, Grundzüge d. Syst. etc. pag. 417. Lürssen, Grundz. d. Bot. pag. 356. Med. Pharm. Bot. Bd. II. pag. 244. Prantl, Lehrb. d. Bot. IV. Aufl., pag. 195.

[2]) Strasburger, Befr. u. Zellth., pag. 34 u. 35.

[3]) Ebendas. pag. 55.

[4]) Ebendas. pag. 54.

[5]) Ebendas. pag. 52.

XXX. Pensum.

Bau des Samens bei den Angiospermen.

Wir wollen es nunmehr versuchen, uns mit dem Bau eines reifen Samenkorns bekannt zu machen, und dem Keime, den es führt, besondere Aufmerksamkeit zuwenden. Wir wählen als relativ günstiges Object eine Crucifere, Capsella bursa pastoris, eine Pflanze aus, die besonders häufig für embryologische Studien benutzt worden ist.[1]) Ihr Same ist relativ sehr klein, doch dieses gerade gewährt Vortheile bei der entwicklungsgeschichtlichen Untersuchung. Wir wollen aus diesem Grunde auch die Schwierigkeiten zu überwinden suchen, die das Schneiden des fertigen Samens hier mit sich bringt. Durch diesen gilt es nämlich vor Allem einen medianen Längsschnitt herzustellen, da wir wissen müssen, wie das Object aussieht, dessen Entwicklung wir studiren wollen. Dieser Schnitt lässt

sich nun, wenn man frischen Samen zu Händen hat, nicht all zu schwer zwischen den Fingern ausführen. Noch leichter gelingt es, wenn man den Samen zwischen zwei flache Korkstückchen bringt und das Messer zwischen denselben hindurchzieht. Auch kann man ein Samenkorn mit etwas Gummilösung zwischen zwei Stücke weichen Linden- oder Pappelholzes in erwünschter Lage festkleben und nach dem Trockenwerden die Schnitte durch Holz und Samen zugleich führen. Es lässt sich der Same auch in einen Gummitropfen, dem etwas Glycerin zugesetzt ist, auf dem Ende einer Holundermarkstange einbetten und nach dem Austrocknen zugleich mit dem Gummi schneiden.

Die Schnitte, ob in dieser oder jener Weise dargestellt, sind in Glycerin zu untersuchen, da in Wasser der Keim quillt und aus der Samenschale vortritt. Der Keim (Fig. 109 *A*) erfüllt das ganze Samenkorn; er ist in halber Länge umgebogen, so dass die Cotyledonen (*c*) dem hypocotylen Gliede oder Hypocotyl (*h*) anliegen (vergl. die Figur). Diese Art der Umbiegung ist für die Abtheilung Notorhizeae der Cruciferen charakteristisch und wird durch das Zeichen **||O** ausgedrückt. Ist der Schnitt zart und hat er das Samenkorn rein median getroffen (wie in nebenstehender Fig. *A*), so sieht man am Grunde zwischen den Cotyledonen den kleinen Vegetationskegel des Stämmchens und kann auch am Radicularende des Hypocotyls den nur wenige Zellschichten starken Abschluss durch eine Wurzelhaube sehen. Endosperm ist hier im Samen nicht zu entdecken; der Keim ist unmittelbar umgeben von der Samenschale, der Testa.

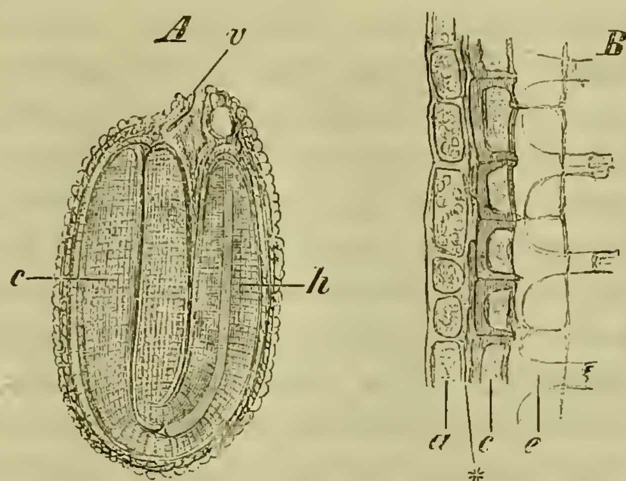


Fig. 109. Capsella bursa pastoris. *A* Längsschnitt durch den reifen Samen. *h* hypocotyles Glied; *c* Cotyledonen; *v* Gefässbündel des Funiculus. Vergr. 26. *B* Partie aus dem Längsschnitt durch die Samenschale nach Einwirkung von Wasser. *e* die gequollene Epidermis; *c* die braungefärbte stark verdickte Schicht; * die zerdrückten Zellschichten, *a* die Aleuron-Schicht. Vergr. 240.

Nehmen wir eine stärkere Vergrösserung zu Hülfe, so können wir feststellen, dass diese Samenschale (Fig. 109 *B*) aus drei Zellschichten besteht. Eine innerste Zellschicht (*a*) wird von relativ wenig verdickten, mit fast farblosen Wänden versehenen, körnigen Inhalt führenden Zellen gebildet. Zusatz einer Jodlösung zeigt uns, dass diese Körner sich gelbbraun färben und somit Klebermehl sind. Folgt nach aussen eine zweite Schicht (*c*), deren Zellwände stark braun gefärbt und nach der Innenseite zu sehr stark verdickt sind. Die äusserste Zellschicht erscheint in concentrirtem Glycerin als farblose, scheinbar homogene Haut; ihre Zellen sind nämlich stark abgeflacht und bis zum Schwinden des Lumens verdickt. Zwischen der innersten und der zweit äusseren Schicht ist oft noch eine flachgedrückte Zellschicht zu unterscheiden, die als einfache Haut erscheint. Betrachten wir die Schale von aussen, so erkennen wir leicht die Contouren der polygonalen Zellen der äusseren tafelförmigen Schicht. Diese Zellen sind in ihrem nach innen gekehrten Theile zum Theil durch lufterfüllte Intercellularräume getrennt. In der Mitte jeder Zelle ist ein

schwach sich markirender, stärker das Licht brechender Theil zu unterscheiden. Die Wände der nächst inneren Zellschicht sind braun, stark verdickt, die Zellen selbst nur wenig kleiner als in der Aussenschicht. Bedeutend kleiner hingegen und schwach verdickt sind die Zellen der dritten, klebermehlhaltigen Schicht. — Lassen wir nunmehr zu den Schnitten Wasser vom Deckglasrande aus zutreten, so sehen wir am Querschnitt die Zellen der Aussenschicht rasch anwachsen; jede derselben wölbt sich stark nach aussen vor, in ihrer Mitte wird eine stark lichtbrechende Säule bemerkbar. Ein Lumen ist auch jetzt nicht zu unterscheiden; die ganze Zelle ist von Verdickungsschichten der Wand erfüllt und zwar sind die äusseren Verdickungsschichten schwach, die innersten stark lichtbrechend. Diese innersten Verdickungsschichten bilden die auffällige, centrale Columella, die jetzt auch in der Oberflächenansicht sehr stark hervortritt, während gleichzeitig die zwischen den Zellen befindlichen Intercellularräume schwinden. Die quellenden Wände lassen meist deutliche Schichtung erkennen. Bei weiterem Zutritt von Wasser wird die Cuticula der Zellen gesprengt und die äusseren Verdickungsschichten treten hervor, sich in dem umgebenden Wasser als unsichtbarer Schleim vertheilend. Die lichtbrechende Columella bleibt zurück, die Mitte jeder Zelle bezeichnend (Fig. 109, *B* bei *e*). Sie hat nicht unbeträchtlich an Grösse zugenommen, an ihrem Scheitel sieht man Reste der aufgelösten Verdickungsschichten. Ebenso bleiben von den Zellen die seitlichen Mittellamellen stehen und zeigen, da sie nicht quellen, jetzt viel geringere Höhe als die Säulchen. Dies alles ist an unserer Fig. 109, *B* zu sehen, welche uns die Testa nach Einwirkung des Wassers vorführt. Rascher können wir diese Quellungserscheinungen beobachten, wenn wir die Schnitte zunächst in Alcohol untersuchen und hierauf Wasser zutreten lassen. — Diese Verschleimung von Verdickungsschichten an den äusseren Zellen von Samen und Theilfrüchten ist eine relativ häufige Erscheinung, die ein Ankleben der Samen an fremde Gegenstände veranlasst und somit dem Transport derselben dient, andererseits ein zähes Festhalten von Wasser an der Oberfläche des Samens zur Folge hat.

Da das Schneiden des reifen Samens einige Schwierigkeit bereitet, so können wir, so weit wir uns nur über die Lage und den Bau des Embryo orientiren wollen, die Schnitte durch nicht ganz reifen, viel weicheren Samen führen und nur die Samenschale an völlig reifem Samen studiren. Hierauf gehen wir auf jüngere Zustände zurück und legen dann zunächst die ganzen Samenanlagen in Kalilauge. Diese Samenanlagen gewinnen wir aber am besten, indem wir das Schötchen der ganzen Länge nach halbiren und dann aus jeder Hälfte die Samenanlagen mit dem Skalpell herausholen. Die Samenanlagen lassen sich fast bis zum Zustande völliger Reife so weit durchsichtig machen, dass man sich über die Lage des Embryo genau orientiren kann. Der Embryo wird in Kalilauge schön grün, was daher rührt, dass die Stärkekörner quellen und die Chlorophyllkörner sichtbar werden. Wir sehen, indem wir immer jüngere Samenanlagen vornehmen, dass der Embryo (und zwar zunächst vornehmlich dessen Cotyledonen) immer kürzer wird. Er zieht sich aus der unteren, aufwärts umgebogenen Hälfte der Embryosackhöhle immer mehr zurück. Samenanlagen aus

Früchten, die ohne Stiel etwa 5 *mm.* Höhe messen, zeigen den Embryo als einen kleinen Körper von herzförmiger Gestalt. Die beiden auseinander spreizenden vorderen Höcker sind die Anlagen der Cotyledonen. — Indem wir die eben geschilderten Entwicklungsstadien des Keimes verfolgen, stellen wir gleichzeitig fest, dass Endosperm nur an den beiden Enden des Embryosackes gebildet wird und vornehmlich am Chalazaende als kleiner, grün gefärbter Gewebekörper auffällt. Dieser letztere wird erst im fast reifen Samen von den Cotyledonen erreicht und verdrängt. Auch constatiren wir, dass die Testa aus den beiden Zellschichten des äusseren Integuments und der inneren Zellschicht des inneren Integuments hervorgeht. Diese letztere Schicht zeichnet sich frühzeitig durch ihren Substanzreichthum aus. Die zwischen dieser innersten Schicht und dem äusseren Integument gelegenen ein bis zwei Zelllagen werden allmählich gedehnt und zerdrückt, so dass sie schliesslich nur die, zwischen der zweiten und dritten Schicht der Samenanlage gelegene Haut bilden. — Um uns über den Bau des Eiapparats in der Samenknospe zur Empfängnisszeit zu orientiren, müssen wir uns an Alcoholmaterial wenden, das wir durch vorsichtigen Zusatz von Kalilauge bis auf den gewünschten Grad durchsichtig machen. Wir constatiren so die Existenz von zwei Gehülfinnen und einem Ei im Eiapparat, während die Gegenfüsslerinnen sehr schwer zu sehen sind. Der Bau der Samenknospen ist an frischen, in Wasser untersuchten, oder auch durch eine Spur von Kali noch durchsichtiger gemachten Objecten leicht zu verfolgen. Die Samenknospe ist campylotrop, das heisst, ihr Nucellus und Embryosack sind, so wie wir dies auf älteren Zuständen schon constatiren konnten, gekrümmt. Das äussere Integument ist zweischichtig, das innere im oberen Theile zweischichtig, weiterhin dreischichtig. Der Nucellus ist auf diesem Zustande bereits verdrängt, so dass der Embryosack direct an das innere Integument stösst. Der Funiculus hat ziemliche Länge, er zeigt sich von einem Gefässbündel durchsetzt, das an der Chalaza endet und selbst in dem reifen Samen (Fig. 109 *A*, *v*) noch zu sehen ist. Sehr schön sind auf nächst älteren Entwicklungsstadien, und zwar am besten ohne Kalizusatz, die Embryonalanlagen zu überblicken. Wir constatiren, dass das befruchtete Ei zu einem etwa sechs Zellen langen Vorkeimfaden auswächst, dessen oberste, das heisst von der Mikropyle entfernteste Zelle, sich hierauf zum Embryokügelchen abrundet, während die unterste Zelle des Embryoträgers oder Suspensors, die Anheftungszelle, zu gleicher Zeit blasenförmig anschwillt, das ganze Nucellargewebe des Scheitels bis auf das Integument verdrängt und die Blase bildet, die wir auch noch im fertigen Zustande an dieser Stelle finden. Diese angeschwollene Zelle dürfte die Nahrungsaufnahme für den Embryo vermitteln. Das Gewebe der Chalaza schwillt gleichzeitig bedeutend an und der Zellinhalt färbt sich an derselben dunkel. Dort sieht man alsbald die grünen Endospermzellen, die in geringer Anzahl auch die Keimanlage in der Mikropylgegend umgeben. — Schon an solchen Präparaten stellen wir fest, dass das angeschwollene Embryokügelchen durch eine Scheidewand von dem Suspensor abgegrenzt ist und durch eine Längswand alsbald getheilt wird, welcher unter rechtem Winkel je eine zweite Längswand und dann in halber Höhe je eine Querwand folgen. So erscheint das Embryokügelchen

in Octanten zerlegt, in welchen perikline und antikline Wände weiterhin abwechseln. Das Embryokügelchen nimmt an Grösse und Zellenzahl zu, flacht sich etwas ab, worauf aus seinem vorderen Ende die Cotyledonen hervorsprossen. Diese stossen zunächst an ihrer Basis scharf zusammen und erst nachträglich wölbt sich zwischen ihnen der Vegetationskegel des Stämmchens hervor.

Für das Studium des monocotylen Keimes wählen wir den gemeinen Froschbiss, Alisma Plantago.[2]) Dieses Object ist in der That für jene Untersuchung sehr geeignet und daher auch besonders häufig für dieselbe benutzt worden. Wir wollen uns vor Allem mit dem fertigen Zustande genau vertraut machen. Die Blüthe von Alisma Plantago enthält zahlreiche monomere Fruchtknoten: sie ist polycarpisch. Aus jeder Blüthe gehen somit zahlreiche Früchte hervor, die dicht aneinander gedrängt eine Sammelfrucht (Syncarpium) von dreieckigem Grundriss bilden. Jedes einzelne Früchtchen ist stark abgeflacht, nach oben zu etwas dicker, verkehrt eiförmig im Profil, mit einer medianen Rückenfurche. An der nach dem gemeinsamen Mittelpunkt der Sammelfrucht gekehrten Bauchkante ist in halber Höhe ein kurzer, fadenförmiger Fortsatz zu sehen, der dem verdorrten Griffel entspricht. Wir wählen eine fast reife Sammelfrucht für die weitere Untersuchung, bringen eine einzelne Frucht zwischen die beiden Hälften eines halbirten Korkpfropfens und ziehen das Messer zwischen diesen beiden Hälften durch. Ohne Mühe gelingt es uns so, passende mediane Längsschnitte zu erhalten, während das Schneiden zwischen den Fingern, da die Fruchtschale zu hart ist, Schwierigkeiten macht. Gleichzeitig stellen wir uns in gewohnter Weise zwischen zwei Korkstückchen einige Querschnitte her. Die Längsschnitte untersuchen wir im Wasser, dem wir etwas Kalilauge hinzufügen. Für die Querschnitte genügt reines Wasser. Das Austreiben der Luft, das für das Studium der Fruchtschale auf Längsschnitten vorgenommen werden muss, besorgen wir durch kurzes Einlegen des Schnittes in Alcohol oder unter der Luftpumpe. Einzelne Längsschnitte legen wir auch in Carbolsäure ein und bekommen auf diese Weise Bilder, die in vortheilhafter Weise die übrigen ergänzen. — Der Längsschnitt, wenn

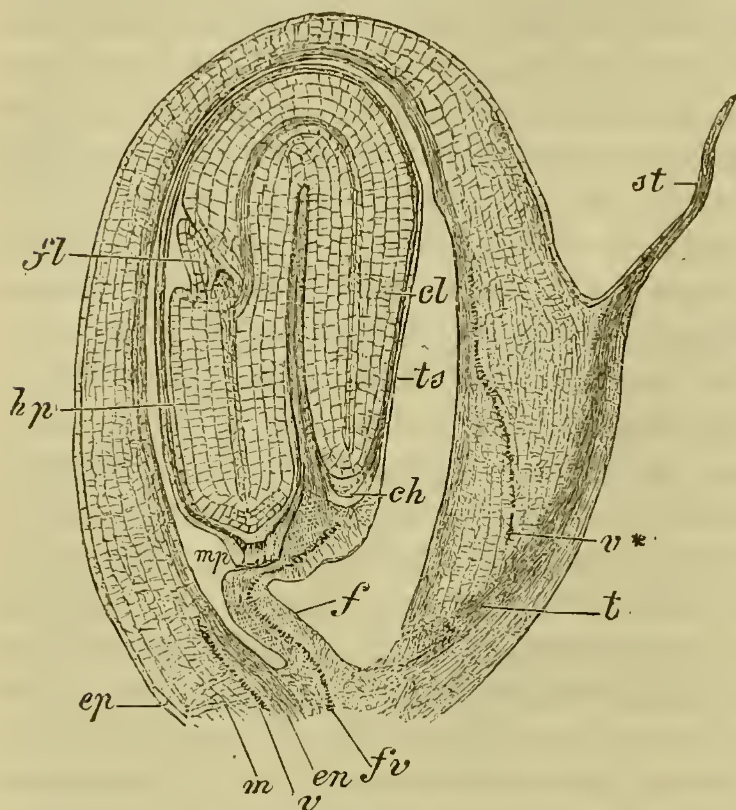


Fig. 110. Alisma Plantago. Medianer Längsschnitt durch die reife Frucht. *ep* Epicarp (Epidermis); *m* Mesocarp; *en* Endocarp der Fruchtwandung (Pericarp); *v* ein Gefässbündel in derselben; *v** das Ende des Gefässbündels; *st* der abgestorbene Griffel; *t* der Staubweg; *f* Funiculus des Samens mit dem Gefässbündel *fv*; *mp* Mikropyle; *ch* Chalaza-Ende; *ts* die Samenschale (testa); *hp* hypocotyles Glied des Keimes; *fl* erstes Blatt; *cl* Cotyledon. Vergr. 28.

richtig geführt, präsentirt sich wie die nebenstehende Fig. 110. Wir haben zunächst die relativ dicke Fruchtwandung, das Pericarp, das an seiner Oberfläche von der Epidermis (*ep*) überzogen wird. Letztere stellt, wie unser medianer Längsschnitt lehrt, einen ziemlich scharf abgesetzten Theil des Pericarps vor, und lässt sich daher als Epicarp bezeichnen. Auf die Epidermis folgt parenchymatisches Gewebe aus annähernd isodiametrischen, mässig verdickten, lückenlos verbundenen, mit Luft erfüllten Zellen: es bildet das Mesocarp (*m*). Folgen nach innen mehrere Schichten gestreckter, sklerenchymatischer Elemente und repräsentiren das Endocarp (*en*). Ein genau medianer Längsschnitt trifft im Rücken der Fruchtschale einen an die Epidermis anlehnenden Schleimgang, welcher freilich nur in der unreifen Fruchtschale gut zu sehen ist, in der reifen hingegen fast inhaltleer erscheint und kaum von dem benachbarten Gewebe sich unterscheiden lässt. Nicht genau mediane Längsschnitte können hingegen ein Gefässbündel (*v*) blosslegen, das, an das sklerenchymatische Endocarp anlehnend, im Rücken der Frucht aufsteigt, um erst an der Bauchkante und zwar in der unteren Hälfte derselben zu enden (bei *v**). Unter der Insertionsstelle des verdorrten Griffels (*st*) springt die Bauchkante der Fruchtwandung vor und wird hier aus langgestreckten Zellen gebildet. Nach innen an diese anschliessend sieht man, in günstigsten Fällen, einen mit Luft erfüllten Gang (*t*), der, an den Staubweg des Griffels anschliessend, sich bis in die Basis der Fruchthöhlung verfolgen lässt. Es ist das der Weg, auf dem die Pollenschläuche zur Mikropyle der Samenknospe gelangten. Da die Samenknospe ihre Mikropyle der Rückenkante des Fruchtknotens zuwendet, so mussten diese Pollenschläuche nach Eintritt in die Fruchtknotenhöhle den Funiculus derselben umwachsen. — Epi-, Meso- und Endocarp sind an Querschnitten noch leichter als im Längsschnitt zu unterscheiden und die Furche in der Mediane des Rückens tritt jetzt in besonders auffälliger Weise vor. Der Same erfüllt, wie der mediane Längsschnitt durch die Frucht zeigt, fast vollständig die Fruchtknotenhöhle und ist an einem ziemlich langen, gekrümmten Funiculus (*f*) in centraler Lage im Grunde der Fruchtknotenhöhle befestigt. Ein Gefässbündel (*fv*) tritt in diesen Funiculus ein. Der Same ist campylotrop und von dem Embryo vollständig erfüllt. Als Testa (*ts*) ist nur eine dünne Haut vorhanden, die aus zwei deutlich unterscheidbaren Zellschichten besteht. Zwischen beiden sieht man stellenweise noch eine dritte, zerquetschte Zelllage, die nach erfolgter Quellung in Kalilauge, deutlicher hervortritt. Die innere Zellschicht der Testa ist stark an ihrer Innenseite verdickt. Die Mikropyle (*mp*) springt am Samen scharf vor. Das Wurzelende des Keimes liegt derselben nach innen direct an. Dieses Wurzelende ist etwas angeschwollen und wölbt sich in der Mitte warzenförmig vor. Hat der Schnitt den Keim genau median getroffen, so sieht man, dass der warzenförmige Vorsprung von zwei Wurzelkappen gebildet wird, die an ihren Rändern in die Epidermis übergehen. In halber Höhe des Samens ist am Embryo ein nach aussen gekehrter, schmaler Einschnitt zu sehen, in welchem der Vegetationskegel des Stämmchens liegt. Dieser Vegetationskegel ist von der Cotyledonarscheide umschlossen. Demselben entspringt ein median nach aussen (in unserem Bilde nach

links) stehende Blattanlage, die den Einschnitt vollständig ausfüllt. Der zwischen diesem Vegetationskegel und dem Wurzelende befindliche Theil ist das Hypocotyl. Dasselbe wird von der Epidermis gedeckt, zeigt drei Schichten regelmässig zu Cylindermänteln angeordneter Rindenzellen und einen medianen Strang gestreckter Zellen, der von der Wurzelspitze gegen den Stamm-Vegetationskegel verläuft. Diese Rindenschichten haben am Scheitel nur eine Schicht gemeinsamer Initialen. Ueber diese läuft das Dermatogen, von dem zwei Wurzelkappen abgegliedert erscheinen. In eigenen Initialen gipfelt der centrale Strang, der als Plerom zu bezeichnen ist. Das Hypocotyl setzt sich in den einen Cotyledon fort. Derselbe zeigt sich, der Gestalt der Samenhöhle gemäss, umgebogen, verjüngt sich langsam gegen seine Spitze und erreicht schliesslich mit derselben das Chalazaende des Samens. Auch der Cotyledon besteht aus regelmässig hohlcylindrisch angeordneten Zellschichten und wird von einem centralen Strange gestreckter Zellen durchzogen. Dieser Strang biegt unter dem Vegetationskegel des Stämmchens ein und setzt sich in denjenigen des hypocotylen Gliedes fort (vergl. die Figur). Auch die Zellreihen der Rinde gehen mit sanfter Biegung aus dem Hypocotyl in den Cotyledon über. Derselbe hat im unteren Theil, wie das Hypocotyl, drei, weiter hinauf, seiner Verjüngung entsprechend, zwei, schliesslich eine Rindenschicht aufzuweisen. Der centrale Strang endet in einiger Entfernung von der Cotyledonarspitze. Vom Endosperm ist im reifen Zustande auch nicht eine Spur im Samen vorhanden. Der Keim selbst ist in allen seinen Zellen dicht mit Stärke erfüllt. — Die Querschnitte durch den Samen bieten nichts Neues mehr. Es präsentiren sich nur stets gleichzeitig zwei Querschnitte durch den Keim, getrennt durch einen schmalen Gewebestreifen, der in die innere Zelllage der Testa übergeht. Der Bau der Testa ist deutlicher als auf Längsschnitten. Die Keimquerschnitte zeigen die concentrische Anordnung der Zellschicht sehr schön.

Die beiden von uns untersuchten angiospermen Pflanzen führen uns recht typische, aber auch extreme Beispiele für die Keimbildung bei den dicotylen und monocotylen Pflanzen vor, Typen, welche weit entfernt sind, die ganze Mannigfaltigkeit der beobachteten Fälle zu erschöpfen. So giebt es unter den Dicotylen sogar Beispiele von Keimen, die nur ein Keimblatt besitzen (Carum Bulbocastanum, Ranunculus Ficaria) und bei Monocotylen solche, wo das Keimblatt seitlich von dem terminal angelegten Vegetationskegel des Stämmchens entsteht (Dioscoraceen, Commelyneen).[3]

Anmerkungen zum XXX. Pensum.

[1]) Vergl. Hanstein, Bot. Abhandl. Bd. I. Heft 1, pag. 5. Westermaier, Flora 1876, pag. 483. Famintzin, Mém. de l'Acad. imp. d. sc. d. St. Petersb. VII. Sér. T. XXVI, N. 10. Kny, bot. Wandtafeln, Heft I, pag. 20. Eine Zusammenstellung aller embryologischen Arbeiten in Goebel, Vergl. Entwicklungsgeschichte, in Schenk's Handb. d. Bot. Bd. III. pag. 165 ff.

[2]) Hanstein, Bot. Abhandl. Bd. I, pag. 33; Famintzin, Mém. de l'acad. imp. de sc. de St. Petersb. VII sér. T. XXVI, No. 10, pag. 4.

[3]) Die Litteratur bei Goebel l. c. pag. 169 ff.

XXXI. Pensum.

Die Frucht der Angiospermen.

Einen möglichst einfachen Fall, nämlich die Bildung der Orchideen-Fruchtkapsel aus dem unterständigen Fruchtknoten, haben wir schon kennen gelernt; in Folgendem wollen wir noch einige complicirter gebaute Früchte ins Auge fassen.

Eine reife Pflaume (Prunus domestica) zeigt an ihrer Oberfläche einen zarten Wachsüberzug, den sogenannten Flaum, der auf Oberflächenansichten der Epidermis sich als feinkörniger Ueberzug vorführt. Dieselbe Ansicht zeigt uns die Epidermis der Pflaume gebildet aus Zellen, die zu Gruppen vereinigt, deutlich ihren Ursprung aus gemeinsamen Mutterzellen verrathen; sie enthalten rosenrothen Zellsaft. Ein zarter Querschnitt führt uns unter der Epidermis einige Schichten rasch an Grösse zunehmender, weiterhin gleich gross bleibender Zellen. Dieselben sind gegen einander abgerundet, bilden aber doch nur kleine Intercellularräume. Sie enthalten sehr kleine, spärliche, gelblichgrüne Chlorophyllkörner, einen dünnen Wandbeleg aus Protoplasma, einen Zellkern, sonst farblosen Zellsaft. Durchsetzt wird dieses parenchymatische Gewebe von zahlreichen Gefässbündelzweigen. Gegen den Stein hin wird das parenchymatische Gewebe kleinzelliger, radial gestreckt. Der Stein selbst, den es, um das Rasirmesser nicht auszubrechen, äusserst vorsichtig, an vorher mit einem starken Taschenmesser hergestellten Flächen zu schneiden gilt, besteht aus sehr stark verdickten und verholzten Elementen, deren Wände von zierlichen verzweigten Kanälen durchsetzt sind. Die Entwicklungsgeschichte lehrt, dass auch die Steinschale zur Fruchtwandung, dem Pericarp, gehört und dass die Epidermis der Pflaume, das Epicarp, aus der Epidermis des Fruchtknotens; das Fruchtfleisch, Mesocarp, aus den an die Epidermis anschliessenden, äusseren, die Steinwandung, Endocarp, aus den inneren Gewebetheilen des Fruchtknotens hervorgeht. Das ganze Gewebe der Pflaume, inclusive der Steinwandung, findet somit in der Fruchtknotenwandung seinen Ursprung. — Von der Steinwandung umgeben ist der Same, der aus dem Keim, aus der zarten Samenhaut und aus Resten des zwischen dem Keim und der Samenhaut erhalten gebliebenen Endosperms besteht. Durchschneiden wir ihn quer, so können wir leicht die beiden einander flach anliegenden Cotyledonen unterscheiden. Ein medianer Längsschnitt zeigt uns auch am Grunde zwischen den beiden Cotyledonen das mit seinem Wurzelende in das zugespitzte Mikropylende des Samens hineinragende Stämmchen des Keimes und zwischen der Basis der beiden Cotyledonen das Knöspchen, die Plumula. Der Keim hat während seiner Grössenzunahme das ganze Gewebe der Samenanlage bis auf die dünne Testa verdrängt, an welcher seitlich von der Mikropyle noch der verdorrte Funiculus kammartig vorspringt. Zarte Querschnitte durch den Samen zeigen uns die Testa aus collabirten Zellschichten gebildet und besetzt auf der Aussenseite mit rundlichen, einzeln oder zu mehreren stehenden, entweder nur auf der nach aussen vorgewölbten Seite, oder

doch vorwiegend an diesen verdickten Zellen. Zwischen der Testa und den Cotyledonen ist eine mehr oder weniger starke, stellenweise auf eine Zellschicht reducirte oder ganz verdrängte Endospermlage vorhanden. Flächenansichten der Testa lehren uns, dass die verdickten, vorspringenden Elemente einzelne, respective Gruppen von Epidermiszellen der Testa sind. Dieselben haben sich verdickt, während ihre Nachbarinnen unverdickt blieben, und als letztere collabirten, wurden sie selbst zu Vorsprüngen. Die nach den Seitenwänden hin mündenden Tüpfel geben diesen Zellen ein zierliches Aussehen. Wo zwei verdickte Zellen sich berühren, treffen ihre Tüpfel auf einander. Die Entwicklungsgeschichte zeigt, dass die Testa aus dem einen Integument der Samenknospe hervorgeht. Zwei Samenknospen sind in dem Fruchtknoten vorhanden, doch nur eine entwickelt sich weiter.

Die für die Pflaume gegebene Schilderung passt von unbedeutenden Differenzen abgesehen auch auf die Kirsche, die somit an Stelle der ersteren untersucht werden kann.

Wir wollen uns auch mit dem mikroskopischen Bau eines Apfels bekannt machen. Der Apfel gehört wie die Pflaume und Kirsche zu den saftigen Schliessfrüchten, während aber eine Pflaume oder Kirsche einem oberständigen, einschichtigen, von einem einzigen Fruchtblatte gebildeten Fruchtknoten ihren Ursprung verdankt, ist der Apfel aus einem unterständigen, fünffächerigen, aus fünf Fruchtblättern gebildeten Fruchtknoten hervorgegangen. Ja, im Hinblick auf die Verhältnisse, wie sie die nahe verwandten Rosen bieten, kann man auch annehmen, dass der fünffächerige Fruchtknoten hier in einen ausgehöhlten Stengeltheil, ein sogenanntes Hypanthium eingesenkt und mit diesem verwachsen sei, eine Auffassung, die sich für alle Fälle nur phylogenetisch motiviren lässt. Den Apfel sowie die Hagebutte als Scheinfrucht zu bezeichnen, ist für alle Fälle ungerechtfertigt, da das den Apfel erzeugende Gebilde sich in Nichts von den unterständigen Fruchtknoten vieler anderer Pflanzen unterscheidet. — Der Apfel wird an seiner Spitze von den mehr oder weniger vollständig abgestorbenen fünf Kelchblättern, auch den verdorrten Resten der übrigen Blüthentheile gekrönt. Flächenansichten zeigen die Epidermis des Apfels aus relativ kleinen, polygonalen Zellen gebildet, an deren Gruppirung die Entwicklungsfolge noch zu erkennen ist. Die Wände der Zellen sind ziemlich stark verdickt, ihr Zellsaft entweder farblos oder rosa gefärbt. Die Oberfläche der Epidermis ist mit einem feinkörnigen Wachsüberzug bedeckt. Die kleinen Höcker, die an der Oberfläche des Apfels mit der Lupe leicht zu sehen sind, werden in ihrer Mitte von einer Spaltöffnung eingenommen. Oefters ist das Gewebe unter einer solchen Spaltöffnung abgestorben, eventuell hier dann auch die Epidermis aufgerissen und die Wunde mit Kork abgeschlossen. Wie feine Querschnitte lehren, ist die Epidermis an der Aussenseite stark verdickt. Unter derselben liegen mehrere Schichten tangential gestreckter, ziemlich dickwandiger Zellen, die allmählich nach innen zu grösser und dünnwandiger, zugleich chlorophyllhaltig werden. So ist keine scharfe Grenze zwischen Epicarp und Mesocarp vorhanden. Die Chlorophyllkörner sind dicht mit Stärke erfüllt; ihre Farbe schwindet nach dem Innern des Apfels zu, sie werden zugleich

weniger zahlreich; endlich führen in einer gewissen Tiefe die grossen, blasenförmig angeschwollenen Zellen des Mesocarps, ausser dem zarten, plasmatischen Wandbeleg und dem Zellkern vornehmlich nur farblosen Zellsaft; die Intercellularräume füllen sich hier mit Luft. In das ganze Gewebe sind Gefässbündel eingestreut. Die fünf „Kerngehäuse" werden von einer glatten, harten Haut, dem Endocarp, ausgekleidet. Dieselbe entspricht der Steinschale der Pflaume. Sie besteht aus mehreren Schichten bis zum Schwinden des Lumens verdickter Sklerenchymfasern, deren Verdickungsschichten von feinen Poren durchsetzt sind. Flächenschnitte zeigen, dass diese Sklerenchymfasern unregelmässig schrägen, oft verbogenen, in den verschiedenen Schichten entgegengesetzt geneigten Verlauf haben. Die fünf Fächer treten oft in der Mitte auseinander, einen centralen Hohlgang bildend, nach welchem zu sich dann die einzelnen Fächer meist öffnen. Im Grunde eines jeden Faches sind zwei Samenknospen inserirt, von denen beide oder nur eine, Samen liefern, oder von denen überhaupt keine sich weiter entwickelt. — Der Same ist von dem Keime, der denselben Bau wie bei der Pflaume oder Kirsche hat, fast erfüllt. Die braune Testa ist hingegen viel dicker als bei den letztgenannten Pflanzen. Sie zeigt im Querschnitt eine Epidermis, deren Zellen nach aussen stark verdickt, in den äussern Schichten farblos und stark quellbar, in den innern bräunlich gefärbt und nicht quellbar sind. An den in Wasser liegenden Schnitten durchbrechen die quellbaren Schichten, an Volumen zunehmend, schliesslich die Cuticula und wölben sich papillenartig nach aussen vor. Sie sind es, die den feuchten Samen schlüpfrig machen. Das unter der Epidermis gelegene, starke Gewebe zeigt sich im Querschnitt aus polygonalen, an den Ecken abgerundeten, ziemlich stark verdickten und gebräunten Zellen gebildet, auf welche eine nur etwa ein Drittel so starke Schicht aus tangential gestreckten, ebenfalls gebräunten, doch weniger stark verdickten Zellen folgt. Diese grenzen an eine glänzend weisse, dicke Haut. Letztere geht aus den stark verdickten Aussenwänden der äussersten Nucellarschicht, die ganze übrige Testa aus dem äusseren Integument der Samenknospe hervor. Das innere Integument der Samenknospe wird frühzeitig verdrängt. Die Nucellarzellen, deren Verdickungsschicht wir noch zur Testa rechneten, sind meist collabirt, so auch die übrigen noch vorhandenen Zellen des Nucellus. Auf diese collabirte Gewebelage folgt eine dünne Schicht Endosperm, die stellenweise auch ganz verdrängt ist und die, so weit vorhanden, den Embryo umhüllt. Die Endospermzellen sind mit Klebermehl dicht erfüllt. — Wie auf einander folgende Flächenschnitte zeigen, besteht die Epidermis aus nur relativ wenig gestreckten Zellen, deren innere Verdickungsschichten porös sind. Das auf die Epidermis folgende Gewebe, das uns im Querschnitt isodiametrisch erscheint, zeigt sich jetzt in longitudinaler Richtung gestreckt und mit schräg aufsteigenden, spaltenförmigen Tüpfeln versehen. Die tangential gestreckten, inneren Elemente der Testa sind zu den vorhergehenden rechtwinklig orientirt.

Der Querschnitt durch eine reife Orange (Citrus vulgaris)[1]) zeigt zu äusserst den als Schale bezeichneten Theil und im Innern die mit orangeroth gefärbtem Fruchtfleisch erfüllten Fächer, deren Zahl unbestimmt ist und zwischen 6 bis 12 schwankt. Die Fächer sind seitlich durch

dünne Scheidewände getrennt, welche in einer mittleren Gewebesäule zusammenstossen. Will man die übliche Bezeichnung der Fruchttheile auf den hier vorliegenden Bau anwenden, so könnte die äussere Schale als Epicarp, das orangerothe Fruchtfleisch als Mesocarp, die innere Gewebesäule und die Scheidewände als Endocarp gelten. Wir gehen nunmehr auf eine mikroskopische Untersuchung der einzelnen Theile ein. Auf zarten Querschnitten durch die Schale sehen wir zu äusserst eine kleinzellige Epidermis, an welche ein nach innen zu allmählich grosszelliger werdendes Gewebe anschliesst. Die Epidermis wie das nächst angrenzende Gewebe führen orangerothe Chromatophoren, die sich weiter nach innen zu verlieren. Hier treten auch zwischen den Zellen mit Luft erfüllte Intercellularräume auf, welche allmählich immer grösser werden, indem das Gewebe selbst den Charakter eines lockeren Schwammparenchyms annimmt. Die Elemente des letzteren sind in tangentialer Richtung gedehnt. Die Schale ist von Gefässbündeln durchzogen, die der Querschnitt vornehmlich in ihrem Längsverlauf blosslegt und die sich nach der Peripherie zu verzweigen. An die Epidermis stossen die grossen, dem blossen Auge ohne Weiteres sichtbaren Behälter von ätherischem Oel. Sie zeigen durchaus den uns von Ruta her bekannten Bau und lassen die innere Auskleidung mit zarten Zellen leicht unterscheiden. — Die Frucht makroskopisch von aussen betrachtet zeigt die Oelbehälter als dunklere Punkte, das dieselben trennende Gewebe als helleres Netzwerk. Ein zarter Flächenschnitt der Aussenseite führt uns die kleinen, polygonalen Epidermiszellen zunächst vor. Die über den Oelbehältern gelegenen zeichnen sich durch Mangel der orangerothen Chromatophoren aus; sie führen an Stelle derselben farblose, verschieden grosse Kügelchen. Eingestreut sind der Epidermis plasmaleere, nach innen zu geschlossene Spaltöffnungen. Nächst tiefere Schnitte geben instructive Ansichten der Oelbehälter und der Gefässbündelendigungen zwischen denselben. Noch tiefere Schnitte endlich zeigen das schwammförmige, aus schlauchförmig gedehnten Zellen gebildete Gewebe. Im Anschluss an die Fächer werden die Zellen der Schale noch länger, faserförmig, zum Theil stärker verdickt und dann mit schmalen, schräg aufsteigenden Tüpfeln versehen. So sind auch die Scheidewände zwischen den Fächern gebaut: im Innern aus schwammförmigem, nach aussen aus faserförmigem, zum Theil stark verdicktem Gewebe. Die schwammförmigen, an der Aussenseite der Fächer, so wie im Innern der Scheidewände befindlichen Elemente treten sehr leicht aus dem Verbande. Die faserförmigen Elemente zeigen sich hingegen ziemlich fest mit einander verbunden. Die beste Ansicht von letzteren bekommt man bei Flächenansichten. Man trennt hierbei in der üblichen Weise den Inhalt der Fächer von einander, hierbei reisst das die Fächer umgebende Schwammgewebe, die Faserschicht bleibt aber als zarte weisse Hülle um das Fruchtfleisch. Breiten wir nun eine solche Hülle aus und betrachten sie bei starker Vergrösserung, so sehen wir sie aus mehreren Schichten parallel zur Oberfläche des Faches und quer zu dessen Längsaxe verlaufender Fasern aufgebaut. Zwischen unverdickten Fasern sind gleich gestaltete, verdickte und getüpfelte eingestreut. — Das Fruchtfleisch besteht aus keulenförmigen Schläuchen, von denen sich

schon makroskopisch leicht nachweisen lässt, dass sie alle der Aussenseite des Faches entspringen. Sie sind hier mit schmaler Basis inserirt und füllen, zwischen einander gedrängt, das Fach aus. Sie sind um so länger, je tiefer sie in das Fach reichen, ihr Verlauf ist ein radialer, quer zur Längsaxe des Faches. Jede einzelne dieser Keulen zeigt sich an ihrer Oberfläche umgeben von einer Schicht fest verbundener, gestreckter, faserförmig gestalteter Zellen, wie wir sie in der Umgrenzung des Faches gesehen. Auch sind diesen Zellen einzelne, stärker verdickte, mit schräg aufsteigenden Tüpfeln versehene eingeschaltet. Das Innere der Keulen ist aber erfüllt von sehr grossen, polygonalen, zartwandigen, saftreichen Zellen, in deren Innerm spindelförmige, sehr schmale, orangeroth gefärbte Chromatophoren sichtbar sind. — Die centrale Gewebesäule, in der die Scheidewände zusammenstossen, wird von demselben Schwammparenchym wie die inneren Theile der Schale gebildet. — Beim „Theilen" einer Orange befreit man, wie wir gesehen, den Inhalt der Fächer, umgeben von der das Fach umkleidenden Faserschicht, die sich leicht von dem Schwammparenchym ablöst. Diese Faserschicht kann man nun weiter sehr leicht von den Seiten jedes Inhalttheils, schwieriger von der Aussenfläche desselben ablösen, weil hier die Schläuche des Fruchtfleisches mit der Faserschicht verbunden sind. — In dem Fruchtfleische liegen in unbestimmter Anzahl die Samen eingebettet. Sie nehmen die innere Kante der Abschnitte ein, ihre Insertionsstelle nach innen kehrend. Bei der Isolirung der Abschnitte lösen sich die Samen von der Placenta ab; meist bleiben übrigens auch Theile der innern Gewebesäule sammt Placenten an der innern Kante der Abschnitte haften.

Da die Orangenbäume unserer Gärten leicht das erwünschte Material an Früchten und zwar gleichzeitig in allen Stadien der Reife liefern, so wollen wir auch eine Entwicklungsgeschichte dieser Früchte versuchen, uns hierbei aber nur an die wichtigsten Entwicklungsstadien haltend. Der Querschnitt durch einen der Blüthe entnommenen Fruchtknoten zeigt bereits eine ziemlich dicke Wandung, die in ihrer Peripherie Oelbehälter führt und auch eine stark entwickelte Mittelsäule, während die Fächer relativ klein erscheinen. Die Samenknospen sind in den inneren Winkeln der Fächer in zwei Reihen inserirt und mit ihrer Längsaxe radial nach aussen gerichtet. Die Fächer sind mit Epidermis ausgekleidet, an welche zwei bis drei Schichten eines interstitienlosen Gewebes grenzen, während weiterhin das Gewebe lufthaltige Intercellularräume enthält. Aus der äusseren Fläche jedes Faches ragen bereits kleine Höcker in dasselbe hinein; an ihrer Bildung betheiligt sich die innere Epidermis und die nächst folgende Zellschicht. Der Querschnitt durch eine kleine Fruchtanlage von etwa 5 *mm.* Durchmesser zeigt an Stelle der kleinen Höcker cylindrische, kleinzellige Emergenzen, die bis zu verschiedener Tiefe in das Fach reichen und sich bereits zwischen die Samenanlagen einzudrängen beginnen. Ihre Epidermis setzt sich in diejenige des Faches fort, während ihre inneren Zellen in das hypodermale, das Fach umgebende Gewebe übergehen. Einzelne Emergenzen sind auf einer früheren Stufe der Entwicklung stehen geblieben und die Zellen ihrer Oberfläche papillenartig ausgewachsen. Je älter nun die untersuchten Fruchtanlagen, um so länger

die Schläuche, welche die sich vergrössernden Fächer ausfüllen. Die Fächer bleiben aber zunächst immer noch sehr klein im Verhältniss zu der stark in die Dicke wachsenden Schale, in deren Peripherie die Zahl der Oelbehälter sich entsprechend vermehrt. Die Fruchtschläuche beginnen weiterhin in ihrem oberen Theile keulenförmig anzuschwellen, ihre Epidermis sich in der Längsrichtung des Schlauches zu strecken, während die inneren Zellen im Schlauche durch fortgesetzte Quertheilung isodiametrisch bleiben. Auch ein stark lichtbrechender, gelblicher Inhalt zeichnet die inneren Zellen des Schlauches von deren Epidermis aus. Eine bedeutende Streckung parallel zur Oberfläche des Faches erfährt auch die das Fach umkleidende Epidermis und die an letztere grenzenden Schichten, die sich frühzeitig durch den Mangel an Intercellularräumen auszeichneten. Dies Alles ist an einer Fruchtanlage von 15 bis 20 *mm.* bereits gegeben und hiermit die wesentlichen Momente der Entwicklung schon aufgeklärt, denn die Schläuche brauchen nur noch weiter zu wachsen und sich zu differenziren, um den, uns aus der reifen Frucht bekannten Zustand zu erreichen; aus der Epidermis des Faches und dem ihr angrenzenden Gewebe geht aber die die Fruchtabschnitte umgebende Faserschicht hervor; das jetzt schon lufthaltige Gewebe der Mittelsäule und der Fruchtschale liefert das Schwammparenchym; in der Peripherie der Fruchtschale sind die Oelbehälter in fortgesetzter Anlage begriffen und die jetzt chlorophyllhaltigen Schichten sind es, welche späterhin die orangerothen Chromatophoren enthalten.

Querschnitte durch den einer Blüthe entnommenen Fruchtknoten, mit Kali behandelt, zeigen uns leicht Samenknospen[2]) im medianen Längsschnitt. Die Samenknospen sind anatrop; wir constatiren an denselben die Existenz von zwei dicken Integumenten, eines Nucellus und bei ganz medianen Schnitten auch eines kleinen Embryosacks. Die Bestäubung und Befruchtung liegen bei den Orangen etwa um vier Wochen auseinander. Den Befruchtungsvorgang zu studiren macht Schwierigkeiten, wenden wir uns aber gleich an Samenanlagen aus etwa 20 *mm.* dicken Früchten, so können wir leicht in den zwischen den Fingern ausgeführten Längsschnitten, im Scheitel des Embryosacks die noch wenigzellige Keimanlage finden. Der Nucellus ist trichterförmig vertieft und der Weg, den der Pollenschlauch in demselben nahm, durch kleine, inhaltsreiche Zellen markirt. Am inneren Integument zeichnet sich die innerste Zellschicht durch ihre braune Färbung und die geringe Grösse ihrer Elemente aus. Das innere Integument ist nur einige Zelllagen stark, während das äussere bedeutende Dicke besitzt. An letzterem beginnt die Epidermis sich mit feinkörnigem Inhalt zu füllen und an der Aussenseite zu verdicken. Haben die Samenanlagen eine Höhe von 3—5 *mm.* erreicht, so ist in denselben eine sehr eigenthümliche Erscheinung zu beobachten. In unmittelbarer Nähe des Embryosackscheitels, oder hin und wieder selbst in namhafter Entfernung von demselben, zeigen sich in die Embryosackhöhle hineinragende Protuberanzen, die nachweisbar auf Gewebewucherungen aus dem angrenzenden Nucellus zurückzuführen sind. Es werden bei Citrus, ähnlich wie bei einer Anzahl anderer Angiospermen, neben dem befruchteten Ei Adventivkeime erzeugt. Mediane Längsschnitte durch nächst ältere

Samenanlagen zeigen uns derartige, in verschiedenen Stadien der Entwicklung befindliche, rundliche Keimanlagen in den Embryosack hineinragend, besonders sind dieselben in dem vorderen Embryosackende gehäuft. Hin und wieder kann man feststellen, dass auch die von dem Ei stammende Anlage sich weiter entwickelt hat. Alsbald folgt die Anlage des Endosperms und auf Längsschnitten durch nächst ältere Samenanlagen finden wir den Embryosack mit Endosperm ganz angefüllt. In letzteres ragen die Keimanlagen hinein und einige derselben beginnen alsbald ihre beiden Cotyledonen auszubilden und eine für die dicotylen Keime typische Gestalt anzunehmen. Der Nucellus wird bis auf die äusseren Zellschichten von dem Embryosack verdrängt. Am äusseren Integument haben sich die Epidermiszellen in der Längsrichtung bedeutend gestreckt und zugleich an Höhe zugenommen. Die Verdickung ihrer Aussenseite ist sehr stark geworden. Die übrigen Gewebe des äusseren, so wie diejenigen des inneren Integuments haben hingegen eine wesentliche Aenderung nicht erfahren. — Wie wir an noch älteren Samenanlagen feststellen, beginnen sich die Keime in ihrer Entwicklung alsbald zu hindern; einer oder einige behalten die Oberhand und füllen, nachdem alles Endosperm verdrängt worden ist, den Embryosack aus. So zeigt uns denn der Längsschnitt durch den reifen Samen entweder nur einen oder mehrere an einander gedrängte Keime, neben den voll entwickelten auch wohl noch einige unvollkommene, zurückgebliebene. Die Polyembryonie ist somit auch bei den Orangen nicht auf das Vorhandensein mehrerer der Befruchtung fähiger Eier im Embryosack, vielmehr auf Adventivkeimbildung basirt. — Die Testa besteht aus den äusseren, dicht mit Inhalt erfüllten Zellschichten des Nucellus und aus den beiden Integumenten. Die Grenze letzterer gegen einander ist verwischt, dagegen die innerste Schicht des inneren Integuments durch ihre braune Färbung wohl markirt. Die Epidermis am äusseren Integument hat bedeutende Höhe erreicht und durch neu gebildete, schräg getüpfelte Verdickungsschichten auch ihre Seitenwände verdickt. Die nach aussen gelegenen Verdickungsmassen quellen bei Berührung mit Wasser und geben dem Samen die schleimig-schlüpfrige Oberfläche. Auch die zuletzt erzeugten, inneren Verdickungsschichten nehmen in ihrem oberen Theile an Volumen zu und treten papillenartig nach aussen vor.

Anmerkungen zum XXXI. Pensum.

1) Vergl. auch Poulsen: Botaniska Notiser utg. of Nordstedt 1877, pag. 97, dort auch die übrige Litteratur.

2) E. Strasburger, Jen. Zeitschr. f. Naturw., Bd. XII. 1878. pag. 652.

XXXII. Pensum.

Zell- und Kerntheilung.

Das beste und sicherste Object, an dem sich leicht die Kern- und Zelltheilung[1]) direct verfolgen lassen, sind die uns schon bekannten Haare von Tradescantia virginica oder von einer andern nahe verwandten Art. Wir müssen die Haare aber auf Entwicklungsstadien beobachten, in welchen sie noch nicht ausgewachsen sind und in lebhafter Zellvermehrung sich befinden. Zu diesem Zwecke nehmen wir Blüthenknospen in Untersuchung, die ohne Stiel zwischen 5 und 6 *mm.* Höhe messen. Wir öffnen diese Blüthen und reissen zunächst mit einer feinen Pincette die Antheren von den Filamenten ab. Hierauf führen wir mit dem Skalpell einen Schnitt quer unterhalb der Insertion des Fruchtknotens und der Filamente und heben diesen ganzen Theil aus der Blüthenknospe heraus. Wir legen ihn in einen Tropfen dreiprocentiger Zuckerlösung und präpariren nunmehr mit den Nadeln unter dem Simplex die Filamente an ihrer Basis ab. Der Fruchtknoten sammt Theilen des Blüthenbodens werden aus dem Präparat entfernt. Wir können das Präparat direct auf dem Objectträger beobachten, es bleibt unter Deckglas längere Zeit am Leben und lässt so die Anwendung selbst der stärksten Objective zu. Oder wir stellen das Präparat auf einem Deckglas her, das wir dann umgekehrt über die Ränder einer feuchten Kammer legen. So gelingt es, die Haare einen halben Tag und darüber im entwicklungsfähigen Zustande zu erhalten, freilich werden die tiefer in dem suspendirten Tropfen befindlichen Haare stärkeren Vergrösserungen unzugänglich. Es muss überhaupt darauf geachtet werden, dass der suspendirte Tropfen flach ausgebreitet sei.

Der ruhende Zellkern erscheint fein punktirt (Fig. 111, *1* die untere Zelle), betrachtet man ihn aber bei starker Vergrösserung, respective auch in Zellen die unter dem Einflusse der umgebenden Flüssigkeit etwas gelitten haben, so sieht man, dass es sich nicht um isolirte, vielmehr um dicht aneinander gereihte, kleine Körnchen handelt, welche zu feinen, hin und her gewundenen Fäden verbunden sind; der ganze Kern repräsentirt ein, von einer zarten Wandung umschlossenes Netz- oder Gerüstwerk. Zwischen den Fadenwindungen sind mehrere, verschieden grosse Kernkörperchen zu unterscheiden. Der Kern ist von ein wenig Protoplasma umgeben, das durch Plasmastränge mit dem Wandplasma zusammenhängt. Dieses Plasma enthält ausser den kaum unterscheidbaren Mikrosomen grössere, stärker das Licht brechende Körner, welche Leucoplasten sind. Der zur Theilung sich anschickende Kern nimmt an Grösse zu und aus seinem feinfadigen Gerüstwerk bildet sich allmählich ein grobkörniger Faden aus. Hierauf beginnt der Kern sich in die Länge zu strecken und die Windungen seines Fadens ordnen sich in schräger Richtung annähernd parallel zu einander an (Fig. 111, *2*). Zugleich beginnt sich das Zellplasma an den beiden Kernpolen zu sammeln. Man kann leicht alle die geschilderten Veränderungen an einer und derselben Zelle beobachten, doch nehmen dieselben relativ lange Zeit in Anspruch. Hierauf werden

die Körner in dem Faden undeutlich, derselbe nimmt allmählich ein homogenes Aussehen an und lagert seine Windungen in bestimmter, nicht in allen Phasen sicher zu verfolgender Weise um. An im Absterben begriffenen Zellen werden die Kernfiguren für kurze Zeit deutlicher. So können wir aus den verschiedenen Beobachtungen schliessen, dass die zunächst schräg laufenden Windungen sich in der Aequatorialebene des Kerns einfalten und zugleich parallel zur Längsaxe des Kerns stellen. Dann segmentirt sich der Kernfaden an den Umbiegungsstellen sowohl an den Polen

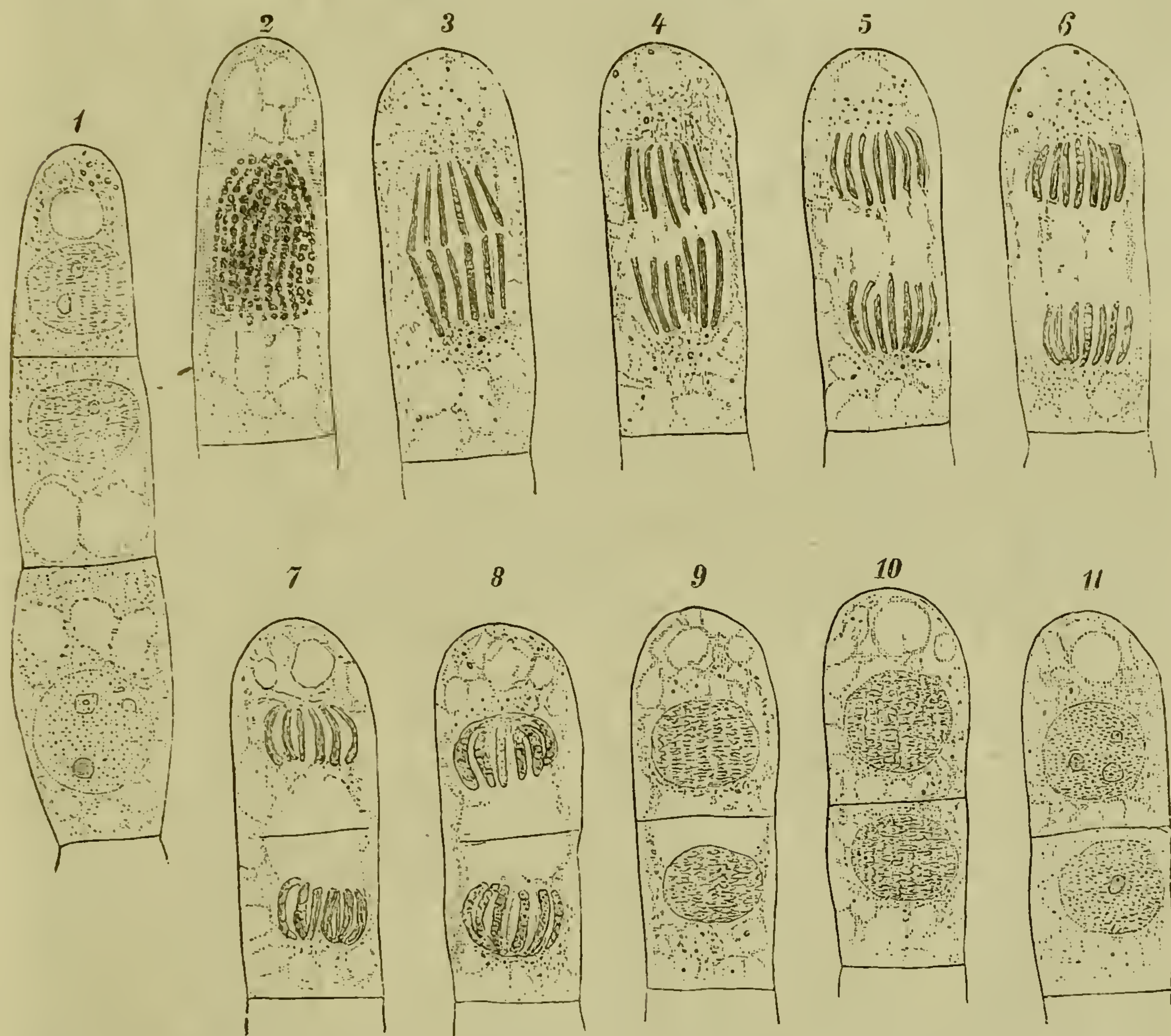


Fig. 111. Tradescantia virginica. Theilungsvorgänge in den Zellen der Staubfädenhaare. Fig. *1* mit einem ruhenden Kern in der unteren Zelle und einer eben getheilten oberen Zelle. Fig. *2* mit einem grobkörnig schräge Streifung zeigenden Zellkerne. Fig. *3—11* aufeinander folgende Theilungsstadien in derselben Zelle verfolgt. *3* um 10 Uhr 10 Min.; *4* 10 U. 20 M.; *5* 10 U. 25 M.; *6* 10 U. 30 M.; *7* 10 U. 35 M.; *8* 10 U. 40 M.; *9* 10 U. 50 M.; *10* 11 U. 10 M.; *11* 11 U. 30 M. Vergr. 540.

als im Aequator und so besteht dann die Kernfigur aus einzelnen Fadenstücken, welche im Aequator hakenförmig umgekrümmt sind. Weitere Umlagerungen bleiben wieder verborgen, scharf zeichnet sich erst der Zustand, in welchem Fadenstücke sich als gerade, annähernd gleich lange, in zwei Bündel gesonderte, mit ihren Enden im Aequator auf einander stossende Segmente zeigen (*3*). Sind diese Tochtersegmente besonders lang, so krümmen sie sich an ihrem polaren Ende hakenförmig um. Die Tochtersegmente sind gleich zahlreich in den beiden gegenüber stehenden Bündeln. Seit dem Zustande, in welchem wir die grobkörnigen, schräg orien-

tirten Fäden sahen (2), mag über eine Stunde verflossen sein. Die Segmente erscheinen fast homogen, doch kann man bei starker Vergrösserung schwache Einschnürung an ihrer Oberfläche erkennen, welche einen Aufbau aus aufeinander folgenden, scheibenförmigen Stücken verrathen. Bei beschränkter Zeit wählen wir zur anhaltenden Beobachtung erst den letzt geschilderten Zustand. Hier haben wir die Trennung der beiden Kernhälften in den nächsten Minuten zu erwarten und verläuft dieselbe dann so rasch, dass sie direct gesehen werden kann. Die beiden Kernhälften weichen in der Längsrichtung aus einander (*4*). Fünf Minuten später sind die beiden Kernhälften um einen merklichen Abstand von einander entfernt (*5*). Nicht immer trennen sich alle Tochtersegmente gleichzeitig von einander, manche bleiben zurück und eilen erst den andern nach. Zugleich sieht man die Tochtersegmente sich während ihres Auseinanderwanderns an den Polen umbiegen, ihrer ganzen Ausdehnung nach etwas kürzer und entsprechend dicker werden (*5*). Zwischen den beiden Kernhälften verbleibt eine glashelle Substanz, die durch Einwandern der an den Polen zuvor angesammelten Plasmamasse alsbald vermehrt wird (*5* und *6*). In dieser glashellen, centralen Masse ist eine feinere Structur nicht zu bemerken, doch werden wir später constatiren können, dass diese Masse thatsächlich in Fäden differenzirt ist. Sie nimmt allmählich tonnenförmige Gestalt an. Es mögen 25 bis 30 Minuten seit dem Beginn des Auseinanderweichens verflossen sein und wir sehen in der äquatorialen Ebene der centralen Masse schwarze, aneinander gereihte Punkte auftreten. Im nächsten Augenblick verschmelzen diese Punkte mit einander und wir bemerken an ihrer Stelle eine scharf gezeichnete dunkle Linie, die junge Scheidewand. Dieselbe ist somit aus den kleinen Körnchen hervorgegangen. Diese letzteren sind Mikrosomen und bilden das was wir als Zellplatte bezeichnen. Es wird somit zunächst in gleicher Entfernung von den beiden Kernhälften in der mittleren protoplasmatischen, glashellen Substanz eine Zellplatte erzeugt und aus dieser geht die junge Scheidewand hervor. Ist der centrale, tonnenförmige Plasmakörper so breit gewesen, dass er den ganzen Querschnitt der Zelle ausfüllte, so sieht man auch die entstehende Scheidewand sofort allseitig an die Mutterzellwand ansetzen. Erfüllte der plasmatische Körper hingegen nicht den ganzen Querschnitt, so lag er doch in allen Fällen einer Seite der Mutterzellwand an und wir sehen ihn nun, nachdem die junge Scheidewand an dieser Seite gebildet wurde, sich innerhalb der Zelle bewegen, um allmählich nach allen Richtungen hin mit der Mutterzellwand in Berührung zu kommen und die noch fehlenden Theile an den Rändern der Scheidewand zu ergänzen. Der centrale Körper zieht sich somit ein wenig von der schon vorhandenen Scheidewand zurück und ergänzt durch Vermittlung hinzugebildeter Zellplattenabschnitte die fehlenden Theile an derselben (*7*—*9*). Während dieser Vorgänge sehen wir die Tochtersegmente sich auch an ihrem äquatorialen Ende nach dem Kerninnern zu umbiegen (*7*, *8*). Die Enden der Tochtersegmente kommen auf diese Weise schliesslich in gegenseitige Berührung und verschmelzen. Dann ist wieder nur ein einziger, einen Knäuel bildender Kernfaden vorhanden. Hierauf fängt der Kernfaden in den Tochterkern-Anlagen wieder an feinkörnig zu werden

und man bemerkt bei starker Vergrösserung, dass er sich in einen dünnen, zickzackförmig hin und her gebogenen Faden zu verwandeln beginnt (Fig. *9* und *1* in der obern Zelle). Die Windungen dieses Fadens werden länger, erzeugen immer zahlreichere Schleifen, diese anastomosiren schliesslich mit einander und so bildet sich allmählich (*10* und *11*) der Zustand aus, der den Ausgangspunkt unserer Betrachtungen bildete. Gleichzeitig nehmen die beiden Tochterkerne an Grösse zu und es liegt die Annahme nahe, dass sie sich auf Kosten des umgebenden Cytoplasma ernähren. Dabei nähern sie sich langsam der neu gebildeten Scheidewand. Anderthalb Stunden etwa nach Beginn des Auseinanderweichens ist die Bildung der Tochterkerne vollendet und es werden auch Kernkörperchen in denselben sichtbar (*11*). — Die Behandung mit Reagentien giebt in den Haaren von Tradescantia im Allgemeinen wenig zufriedenstellende Resultate. Am besten fixirt 1 % Essigsäure, so dass wir, um zugleich Tinction zu veranlassen, das Essigsäure-Methylgrün anwenden. Hierbei stellen wir leicht fest, dass die zwischen den beiden Kernhälften liegende, im frischen Zustande glashell erscheinende, tonnenförmige Plasmamasse, in der die Scheidewand gebildet wird, aus Fäden besteht, welche die beiden Tochterkernanlagen verbinden. Diese Fäden bezeichnen wir als Verbindungsfäden, die innersten verlaufen gerade, die übrigen beschreiben um so stärkere Bögen, je mehr sie sich dem Rande des Complexes nähern. Die Körnchen, welche die Zellplatte bilden, sind, falls der entsprechende Zustand fixirt wurde, jetzt auch sehr deutlich zu sehen und erscheinen bei starker Vergrösserung als äquatoriale Anschwellungen der einzelnen Verbindungsfäden.

Um Theilungszustände der Zellkerne und Zellen rasch im fixirten Zustande zu erhalten, nehmen wir die Pollenmutterzellen der Monocotyledonen in Untersuchung. Besonders zu empfehlen sind viele Liliaceen: wie Fritillaria, Lilium, Alstroemeria, die besonders grosse Pollenmutterzellen und Zellkerne besitzen. Die genannten Gattungen stehen in ihrem Verhalten einander so nahe, dass sie sich gegenseitig vertreten können. Wenn wir daher unsere Schilderung auf Fritillaria persica basiren, so bemerken wir ausdrücklich, dass Lilium- und Alstroemeria-Arten, ja die meisten Liliaceen und Amaryllidaceen dieselbe ersetzen können. Von grösstem Vortheil ist es hier jedenfalls, Pflanzen zu wählen, die zahlreiche, nach einander zur Reife gelangende Blüthen in ihren Blüthenständen vereinigen. Welche Knospen die erwünschten Entwicklungszustände der Pollenmutterzellen bergen, muss durch Probiren herausgefunden werden. Wir öffnen eine sehr junge Blüthenknospe, nehmen aus derselben mit der Pincette eine Anthere heraus, bringen letztere in einen Tropfen Essigsäure-Methylgrün oder Essigsäure-Gentianaviolett, legen ein Deckglas auf und drücken mit einem flachen Gegenstande auf dasselbe, bis dass die Antherenfächer platzen und ihren Inhalt entleeren. Der entleerte Inhalt wird sofort durch die Essigsäure fixirt und durch das Methylgrün oder Gentianaviolett tingirt, und wir können alsbald sehen, ob wir ruhende Zellkerne oder Theilungszustände vor uns haben. Sind die Pollenmutterzellen bereits in die vier Tochterzellen getheilt oder gar die jungen Pollenkörner schon von einander getrennt, so müssen wir zu

jüngeren Blüthenknospen greifen. Ob wir es aber mit jungen Pollenkörnern, oder mit Pollenmutterzellen zu thun haben, das können wir an der dicken, farblosen Hülle der Letzteren leicht erkennen. Wir gehen auf immer jüngere Blüthenknospen so lange zurück, bis dass wir in den Zellkernen der noch dünnwandigen, und noch zusammenhängenden Mutterzellen einen feinfädigen Knäuel und ein flaches, der Kernwandung anliegendes Kernkörperchen sehen. Der Fadenknäuel contrahirt sich auf diesem Entwicklungszustande unter dem Einfluss der Reagentien, tritt von der ungefärbt bleibenden Kernwandung zurück (Fig. 112, *a*) und man kann feststellen, dass diese Kernwandung eine Hautschicht des umgebenden Zellplasma (Cytoplasma) ist. Das Kernkörperchen bezeichnen wir hier als Nebenkernkörperchen (Paranucleolus) weil es eine peripherische Lage einnimmt und auch sonst sich etwas verschieden vom gewöhnlichen Nucleolus verhält. Dieser Paranucleolus ist für den Kern aller Pollen- und Sporen-Mutterzellen charakteristisch. Der eben beobachtete Knäuelzustand hat sich aus demjenigen des ruhenden Zellkerns, den wir in noch jüngeren Blüthenknospen finden würden und der, so wie wir es für ruhende Zellkerne gewohnt sind, ein feines Gerüstwerk und einige Nucleolen zeigt, entwickelt. — Haben wir mit dem Fadenknäuel und Paranucleolus das vorbereitende Stadium der Kerntheilung, eine Prophase der Theilung erlangt, so gehen wir nunmehr zu älteren Blüthen stufenweise über. Zum Fixiren benutzen wir immer wieder dasselbe Essigsäure-Methylgrün, oder auch Essigsäure- oder Ameisensäure-Gentianaviolett oder endlich auch Pikrin-Nigrosin. Alle diese Mittel fixiren unmittelbar und haben bestimmte Vorzüge, so dass man sie mit Vortheil alle durchprobiren kann. Die mit Gentianaviolett sowie die mit Pikrin-Nigrosin tingirten Präparate lassen sich ohne Entfärbung in Glycerin aufbewahren. — Als nachfolgender, charakteristischer Zustand tritt uns derjenige (*b*) entgegen, wo wir in der vergrösserten Kernhöhle, an der Kernwandung, Segmente des Kernfadens, etwa 12 an der Zahl, liegen sehen. Diese Fadenstücke erscheinen ziemlich gleichmässig an der Kernwandung vertheilt. Sie sind bei Essigsäure-Methylgrün-Behandlung ausschliesslich tingirt, während die Kernhöhle farblos erscheint. Letztere führt, falls wir einen relativ jungen Zustand getroffen haben, nur homogenen Kernsaft; liegt ein älteres Stadium vor, so ist die Kernhöhle bereits von einer geringen oder grösseren Anzahl feiner Cytoplasmafäden durchsetzt. Der Paranucleolus ist schwach gefärbt und hängt irgendwo der Kernwandung oder einem Segmente an. Diese Segmente sind aus dem Kernfaden hervorgegangen, den wir zuvor den Knäuel bilden sahen. Der Faden hat sich bedeutend verkürzt, zugleich verdickt, bandartig verbreitert und ist schliesslich in die genannten Segmente zerfallen. Im günstigsten Falle werden wir feststellen können, dass sich jedes dieser Segmente der Länge nach in zwei gleich starke Tochtersegmente gespalten hat (*b*). Die Tochtersegmente treten zum Theil aus einander und bilden **Y** förmige oder **X** förmige Figuren. — Der nächstfolgende charakteristische Zustand führt uns die „Kernspindel“ (*c*) vor. Dieselbe zeigt äquatorial gelagerte, stark tingirte Segmente, welche die „Kernplatte“ bilden und feine, nicht tingirte „Spindelfasern“, die nach den beiden Polen der Kernspindel convergiren. Diesen

Spindelfasern liegen die Kernplattensegmente an. Die Kernplattensegmente haben die Gestalt eines liegenden **Y** und richten ihre beiden Schenkel, den Spindelfasern folgend, nach den Polen. Vom Pol aus gesehen präsen-

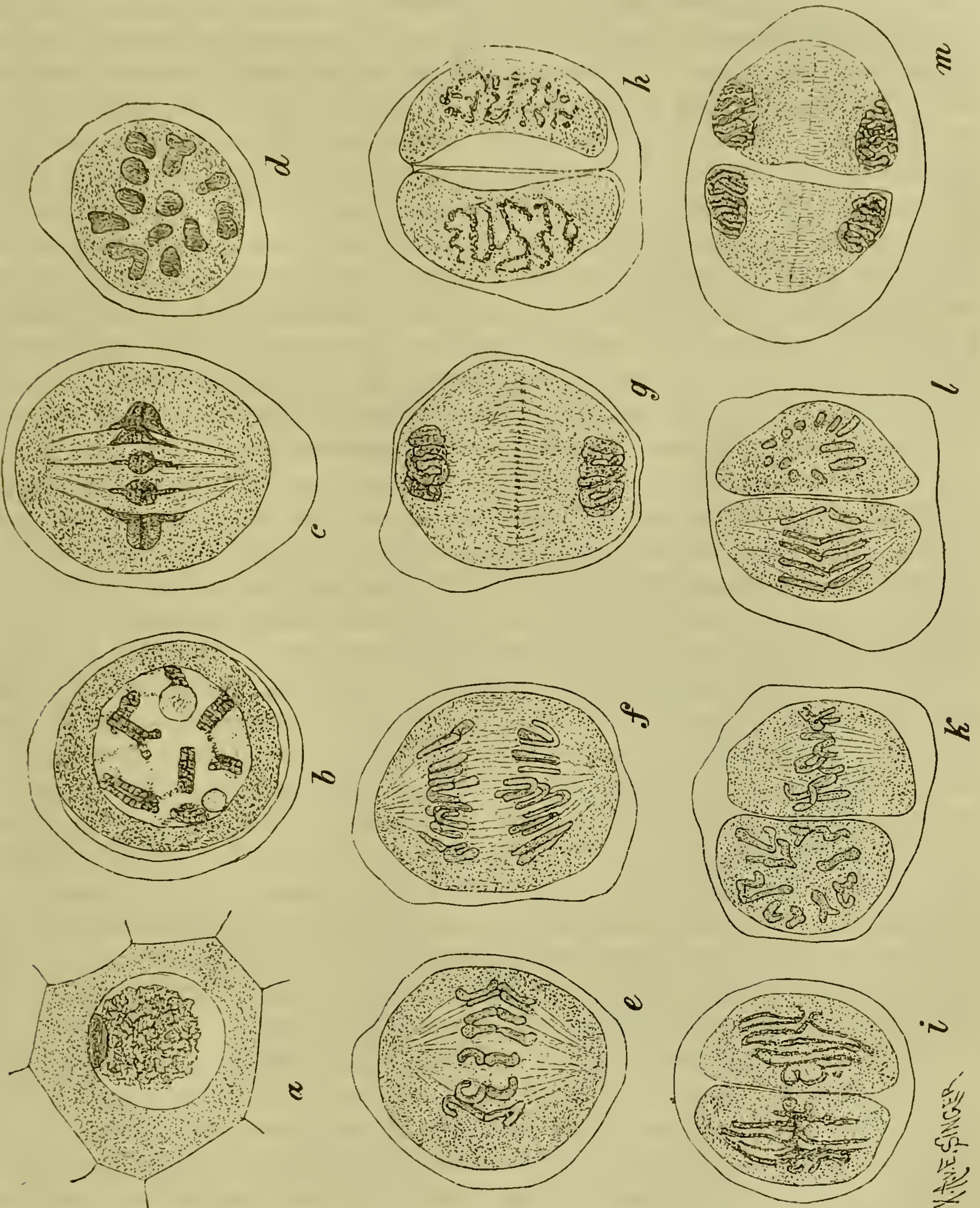


Fig. 112. Fritillaria persica. Theilung der Pollenmutterzellen. *a* Knäuelstadium; *b* die Segmente in Längstheilung begriffen; *c* die Kernspindel im Profil; *d* vom Pol aus gesehen; *e* Theilung der Kernplatte; *f* Auseinanderweichen der Tochtersegmente; *g* Bildung der Tochterknäuel und der Zellplatte; *h* Verlauf des Kernfadens in den Tochterkernen; *i* longitudinale Streckung und Schleifenbilduug; *k* Kernspindel, rechts im Profil, links vom Pol aus gesehen; *l* Trennung der Tochtersegmente, rechts im Profil, links vom Pol aus gesehen; *m* Enkelknäuel, Bildung der Zellplatten. Vergr. 800.

tirt sich die Kernplatte wie in Fig. 112, *d*. Die Zahl der regelmässig in der Kernplatte vertheilten Segmente ist bei dieser Pflanze zumeist 12. — Die Kernplattensegmente entsprechen den zuvor von uns betrachteten längsgespaltenen, der Kernwandung anliegenden Segmentpaaren. Die

Kernwandung ist aufgelöst worden, das umgebende Cytoplasma ist in die Kernhöhle gedrungen und ein Theil desselben hat die Spindelfasern erzeugt. Diesen Spindelfasern folgend ordneten sich die Tochtersegmentpaare zur Kernplatte an. Jedes Segment der Kernplatte ist somit ein Tochtersegmentpaar, der Fuss des Y wird von den beiden aneinanderliegenden, unter dem Einflusse der Reagentien meist verschmelzenden, die Schenkel von den getrennten Theilen der Tochtersegmente gebildet. — Hiermit sind die vorbereitenden Phasen der Kerntheilung, die Prophasen, vollendet. — Jetzt beginnen die Phasen der Trennung und Umordnung der Tochtersegmente, die Metaphasen der Theilung. Bei diesem Vorgang trennen sich die beiden Schwestersegmente jedes Paares von einander und führen gleichzeitig polwärts eine Drehung aus, so dass sie mit der Umbiegungsstelle nach den Polen schauen (*e*). Diese Zustände bekommt man an den Präparaten seltener zu sehen, sie werden rasch durchlaufen, wohl aber die weiteren Phasen des Auseinanderweichens der Schwestersegmente, die bereits zu den rückschreitenden Theilungsphasen, den Anaphasen, gehören. Einen solchen Zustand sehen wir in Fig. 112, *f*. Die Tochtersegmente folgen den Spindelfasern und erreichen zusammenrückend die polaren Enden derselben. Hier verschmelzen sie mit ihren Enden und bilden einen Tochterfadenknäuel (*g*). Alle die Zustände vom Beginn der Auseinanderweichens bis zu dem letzt beobachteten Stadium finden wir oft in dem Inhalte eines Antherenfaches beisammen. — Während die Tochtersegmente nach den Polen wandern, verbleiben die Spindelfasern als Verbindungsfäden zwischen denselben zurück (*f*, *g*). Die Zahl der Verbindungsfäden wird durch Einschaltung neuer vermehrt und sie bilden schliesslich einen tonnenförmigen Körper. Bald sind die Verbindungsfäden nur in ihrem äquatorialen Theile deutlich markirt und in der Aequatorialebene selbst tritt als Verdickung dieser Fäden eine Reihe von Körnchen auf, welche die „Zellplatte“ vorstellt (*g*). Die Zellplatte dehnt sich schliesslich über den ganzen Durchmesser der Zelle aus, die Elemente der Zellplatte verschmelzen und bilden eine Scheidewand, welche die Mutterzelle in zwei Tochterzellen halbirt. In den Tochterkernen bildet sich ein dünnfädiger Knäuel aus, dessen Windungen parallel zu der ursprünglichen Anordnung der Tochtersegmente bleiben.

Weitere Präparate lehren uns, dass der Kernfaden in den Kernen der Tochterzellen wieder dicker wird (*h*). Seine Windungen strecken sich, abweichend von den Vorgängen in dem ersten Kern, allmählich rechtwinklig zu ihrer ursprünglichen Richtung und bilden Schleifen im Aequator (*i*). Die Umbiegungsstellen an den Polen und im Aequator werden durchbrochen, die Segmente verkürzen sich und ziehen sich auf den Aequator zurück. So entsteht die Kernplatte, in der beiderseits die Spindelfasern sich nur sehr schwer erkennen lassen (*k* rechts). Die Segmente der Kernplatte sind zu einem Kranze angeordnet (*k* links). Die Theilung der beiden Kerne erfolgt in derselben oder in zwei rechtwinklig sich schneidenden Ebenen, daher Figuren wie *k* beide Ansichten geben. — Die Segmente der Kernplatte spalten sich der Länge nach, was freilich an den so fixirten Präparaten nicht zu sehen ist. Dann aber rücken die Tochtersegmente aus einander und schon ihre geringe Dicke zeugt für

die erfolgte Spaltung (*l*). Die weiteren Vorgänge entsprechen denjenigen in der Mutterzelle. Die beiden Zellen zerfallen auf dem nämlichen Wege in vier Enkelzellen, die entweder in derselben Ebene liegen (*m*), oder sich rechtwinklig kreuzen, je nach der Richtung, welche die Kerntheilung einschlug. — Die vier Enkelzellen erhalten alsbald eine eigene Haut und werden durch Auflösung der Mutterzellwand frei.

Um eingehendere Studien über Kern- und Zelltheilung hier anzustellen, genügen die so fixirten Präparate nicht. Zu diesem Zwecke bereiten wir uns entsprechendes Material durch Einlegen der Blüthenstände in absolutem Alcohol vor. Die mit Chromsäure, Pikrinsäure oder den Chromsäure-Gemischen fixirten Präparate stehen hier im Allgemeinen dem Alcohol-Material nach. Von den Objecten, die mindestens drei Tage in absolutem Alcohol zugebracht haben müssen, führen wir rasch Längsschnitte durch die Antheren aus und legen diese in eine Lösung von Safranin in absoluten Alcohol,[2]) nachdem letztere etwa halb mit destillirtem Wasser verdünnt worden ist. In Tropfen dieser Lösung auf dem Objectträger können hierauf die Schnitte durchmustert werden, um annähernd festzusetzen, welche Theilungszustände dieselben enthalten. In der Safraninlösung haben die Schnitte 12 bis 24 Stunden zu verweilen, worauf wir sie in absoluten Alcohol übertragen und so lange hin und her bewegen, als noch sichtliche Farbwolken abgehen. Dann bringen wir die Schnitte in Nelkenöl (noch besser in Origanumöl) und sobald völlig durchtränkt, in kalte Dammarharz-Lösung (Dammar in warmem Terpentin gelöst und bis zur Syrupdicke abgedampft), wo sie sich unverändert halten. Bei richtiger Behandlung ist nur die Kernsubstanz gefärbt; die Spindelfasern sind nur schwach in solchen Präparaten markirt. — Gentianaviolett giebt bei derselben Art der Behandlung fast noch schönere Kerntinctionen als Safranin.[3]) — Um die Spindelfasern sichtbarer zu machen, legen wir eine Anzahl Schnitte des Alcohol-Materials in sehr verdünnte Hämatoxylinlösung (auf ein Uhrglas voll destillirten Wassers nur einige Tropfen einer alten Grenacher'schen oder Böhmer'schen Haematoxylinlösung). Die Schnitte dürfen aber nicht direct aus dem Alcohol in die Haematoxylinlösung gelangen, müssen vielmehr, damit sich kein Niederschlag auf denselben bilde, zuvor destillirtes Wasser passirt haben. In der Haematoxylinlösung verweilen die Schnitte mehrere Stunden, wobei der Färbungsgrad durch mikroskopische Prüfung sich controliren lässt; ist die erwünschte Färbung erzielt, so schliessen wir die Präparate in Glycerin ein. Im Falle von Ueberfärbung ziehen wir vor Einlegen in Glycerin den Ueberschuss des Farbstoffes durch Wasser, in welchem die Schnitte längere Zeit zu verweilen haben, oder durch Eisenalaun-Lösung aus. Die überfärbten Schnitte lassen sich auch mit 70% Alcohol, der ¼% Salzsäure enthält, behandeln und dann mit 70% Alcohol, oder mit Wasser, das eine Spur Ammoniak enthält, auswaschen, doch verlangt diese Art der Behandlung ganz besondere Vorsicht. Weit schönere Haematoxylin-Präparate, die an Vollkommenheit den Safranin-Präparaten nicht nachstehen, sind durch Uebertragung der in wässriger Haematoxylinlösung tingirten Schnitte in absoluten Alcohol, aus diesem in Nelkenöl oder Lavendelöl und aus diesem in Canadabalsam (in Chloroform gelöst) zu erlangen. Die Schnitte brauchen nur kurze Zeit

in dem Alcohol und dem flüchtigen Oel zu verweilen. — Rasch bekommt man auch instructive Präparate durch Färbung des Alcohol-Materials mit Diamant-Fuchsin-Jodgrün.[4]) Man stellt am besten eine Diamant-Fuchsin- und eine Jodgrün-Lösung in 50 % Alcohol her, giesst die Jodgrün-Lösung in eine Schale und setzt langsam Diamant-Fuchsin so lange hinzu, bis dass die Flüssigkeit eine ausgeprägt violette Färbung angenommen hat. Die zu färbenden Antherenschnitte werden hierauf auf den Objectträger in einen Tropfen dieser Flüssigkeit gebracht, die man nach Ablauf etwa einer Minute durch Neigen des Objectträgers abfliessen lässt und mit Fliesspapier aufsaugt. Hierauf wird ein Tropfen Glycerin auf das Object gebracht, die Schnitte geordnet und mit einem Deckglas bedeckt. Diese Schnitte zeigen das Cytoplasma roth, die Kernsubstanz blau, die Paranucleolen roth gefärbt, die Präparate sind äusserst zierlich und instructiv, wenn sie auch in der Schärfe der Zeichnung den Safranin- und guten Haematoxylin-Präparaten nachstehen. Sie lassen sich mit Canadabalsam oder Maskenlack verschliessen. Der Canadabalsam ist, wie wir wissen, in vieler Beziehung als Verschlussmittel vorzuziehen, hat aber, wie ebenfalls schon erwähnt worden, den Nachtheil, dass die für homogene Immersion benutzten Oele ihn lösen. Man muss dann eben darauf achten, dass die Immersionsflüssigkeit nicht in Berührung mit dem Balsamverschluss komme und auch die nöthige Vorsicht bei Entfernung des Oeles von dem Deckglase brauchen. Da der zum Verschluss benutzte Canadabalsam stets unter dem Deckglas ein wenig vordringt, so verlangt das Object nicht anderweitig vor dem Drucke des Deckglases geschützt zu werden. Soll hingegen Maskenlack zum Verschliessen benutzt werden, so empfiehlt es sich zuvor zum Schutze des Objects zwei Streifen von Maskenlack quer über den Objectträger mit dem Pinsel zu ziehen. Die Streifen müssen solchen Abstand haben, dass das Deckglas mit seinen Rändern auf denselben zu ruhen komme. Das Deckglas wird erst aufgelegt, wenn die Maskenlackstreifen halb eingetrocknet sind. Der Verschlussrahmen am Deckglasrande muss mehrmals aufgetragen werden. Man wartet bis dass der vorhergehende Anstrich trocken ist, bevor man einen neuen aufträgt und benützt zu diesen Wiederholungen dünnflüssigeren, d. h. mit Alcohol verdünnten Maskenlack. Der Verschluss ist vollkommen, wenn das gegen das Licht gehaltene Präparat keine Lichtlinien am Deckglasrande mehr zeigt. — In derselben Weise wie Maskenlack, ist Gold Size zu verwenden und kann ersteren vertreten. Zum Schutze des Objects lassen sich auch vor Auflegen des Deckglases auf den Objectträger vier Wachstupfen mit dem Dochte eines für eine Weile angezündeten und wieder ausgelöschten Wachskerzchens machen, auf welchen alsdann das Deckglas ruht. Solche Wachskerzchen kann man auch benutzen, um einen provisorischen Wachsverschluss am Rande eines durch Wachstupfen an den Ecken fixirten Deckglases anzubringen.

In den Längsschnitten durch die Antheren findet man nicht alle Mutterzellen in demselben Entwicklungszustand. Die Stadien folgen in der einen oder andern Richtung auf einander, was dem Beobachter sehr zu Nutzen kommt.

Um die Vorgänge kennen zu lernen, wie sie sich in den Pollenmutter-

zellen der Dicotyledonen abspielen, wählen wir am besten eine Ranunculacee oder Papaveracee zur Untersuchung. Für alle Fälle bleibt hier aber das Untersuchungsobject ungünstig. Wir wollen uns im Folgenden an Helleborus foetidus halten; im Wesentlichen werden alle Dicotyledonen die nämlichen Verhältnisse bieten. In einer Blüthenknospe die mit Stiel 8 bis 10 *mm.* Höhe misst, finden sich meist von innen nach aussen fortschreitend, alle Zustände der Theilung in den aufeinanderfolgenden Antheren vertreten. Wir zerdrücken auch hier die Antheren in den bei Fritillaria erörterten Flüssigkeiten und erhalten auch dieselben Bilder wie dort, nur kleiner. Nach dem ersten Theilungsschritt des Mutterkerns wird in den Verbindungsfäden eine Zellplatte angelegt, aber wieder aufgelöst, während sich die Zellkerne zum zweiten Theilungsschritt vorbereiten. Dieser zweite Theilungsschritt stimmt hier, zum Unterschied von Fritillaria, völlig mit dem ersten überein. Die Kernpaare sind durch Verbindungsfäden verbunden. Diese vier Kerne ordnen sich in der kugeligen Mutterzelle nach den vier Ecken eines Tetraëders an (Fig. 113, *A*), worauf Verbindungsfäden frei im Cytoplasma nach allen Richtungen zwischen den vier Kernen entstehen. So werden zu den beiden zuvor vorhandenen noch vier Verbindungsfäden-Bündel hinzugefügt. In diesen sechs Bündeln entstehen Zellplatten (*A*). Letztere sind deutlich, die Verbindungsfäden aber nur in den günstigsten Fällen zu sehen. Die sechs Zellplatten haben kreisquadrantische Gestalt, sie stossen im Innern der Mutterzelle aufeinander. An der dicken Wand der Mutterzelle sind sechs innere, etwas vorspringende Leisten erzeugt worden (*A*) und an diese setzen die Zellplatten mit ihren Aussenrändern an. Aus den Zellplatten werden alsbald Cellulose-Wände und so ist die Mutterzelle in vier tetraëdrisch angeordnete Tochterzellen zerlegt (*B*). Diese vier Zellen erhalten alsbald eigene Wände und werden frei, während die Mutterzellwand aufgelöst wird.

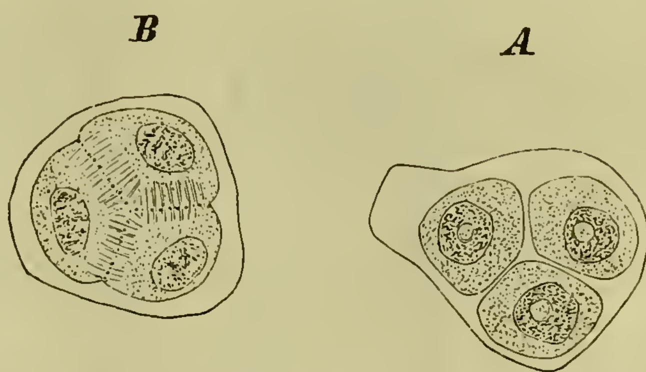


Fig. 113. Helleborus foetidus. Pollenmutterzellen bei *A* in Viertheilung, bei *B* nach vollendeter Viertheilung. Vergr. 540.

Diejenige Pflanze, an der die Zelltheilung am frühesten beobachtet wurde, ist Cladophora glomerata.[5]) Wir haben uns früher schon mit dem Bau derselben bekannt gemacht und wissen, dass sie vielkernig ist. Ihre Zelltheilung erfolgt, ohne von Kerntheilung begleitet zu sein. Jede Tochterzelle erhält ja so wie so eine Anzahl Zellkerne, die sich weiter vermehren können, daher Kerntheilung und Zelltheilung sich hier auch völlig unabhängig von einander zeigen. — Man kann hier Zelltheilungen zu allen Tagesstunden finden, sucht aber öfters vergebens nach denselben. Hat man eine gefunden, so ist auf andere zu hoffen, denn meist pflegen sich, wenn überhaupt, zahlreiche Zellen der Cultur zu theilen. Man erkennt die Theilungszustände leicht, da sich die Stelle der in Bildung begriffenen Scheidewand als ein heller Ring an der Zelle markirt. — Der Vorgang[6]) beginnt mit einer schwachen, ringförmigen Ansammlung von

Cytoplasma in halber Länge der Zelle. Die Chlorophyllschicht weicht entsprechend zurück. Es zeigt sich jetzt die Anlage der Scheidewand als scharfe Linie. Sie dringt leistenförmig in das Zelllumen vor und drückt die Chlorophyllschicht immer tiefer ein. Die hier wenig markirte, ringförmige Ansammlung von Cytoplasma bleibt an ihrer innern Kante. Zu beiden Seiten der jungen Scheidewand zwischen der eingedrückten Chlorophyllschicht und der zarten Hautschicht sammelt sich Zellsaft an; daher der farblose Ring in der sich theilenden Zelle. Der chlorophyllhaltige Zellinhalt wird schliesslich durchschnitten und die diaphragmaartige Scheidewand in der Mitte zu einer geschlossenen Scheidewand ergänzt. Der durchschnittene, chlorophyllhaltige Zellinhalt hält sich eine Zeit lang von der neu gebildeten Scheidewand fern, um sich ihr allmählich zu nähern. —

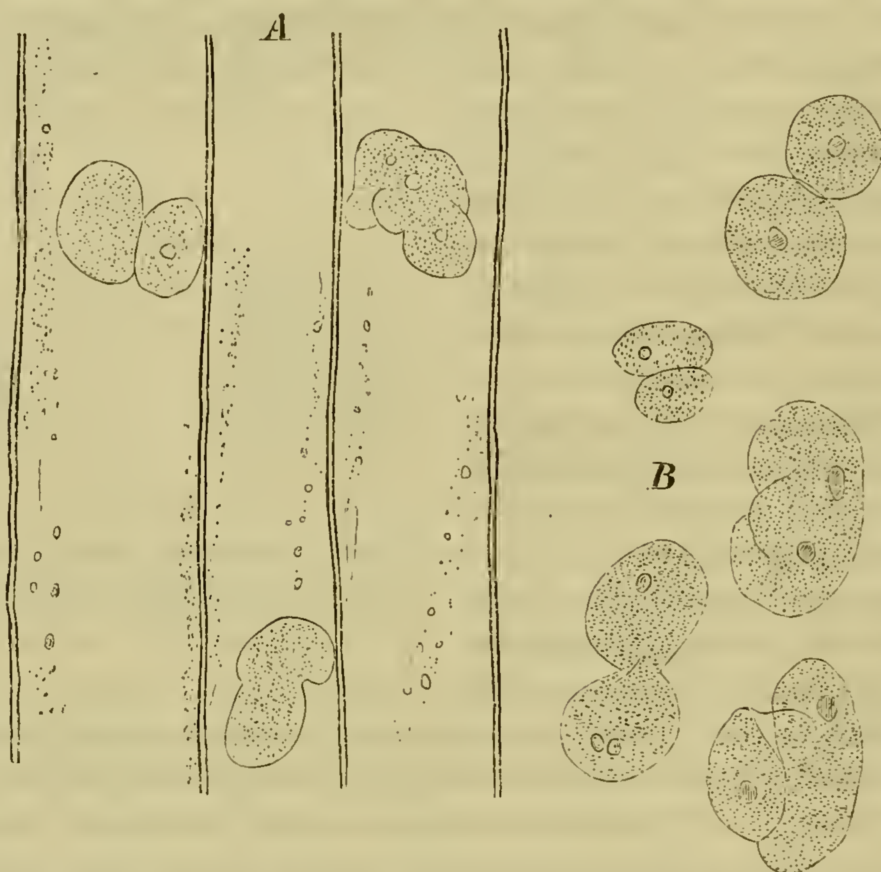


Fig. 111. Tradescantia virginica. Zellkerne älterer Internodien in directer Theilung. *A* nach dem Leben, *B* nach Essigsäure-Methylgrün-Behandlung. Vergr. 540.

Die gebildete Querwand ist zunächst äusserst dünn und wird erst von den beiden Schwesterzellen aus allmählich verdickt. — Die Zellkerne sind zu klein, um einen Einblick in die Einzelheiten ihres Theilungsvorganges zu gestatten. Ihre Theilungsstadien lassen sich durch 1 % Chromsäure sehr leicht fixiren, sind aber nur selten anzutreffen.

Alle die mit innerer fadenförmiger Differenzirung verbundenen Theilungsvorgänge der Zellkerne werden als indirecte zusammengefasst und den directen gegenübergestellt, die auf einfacher Durchschnürung des Zellkerns beruhen. Solche directe Kerntheilung findet man öfters in den älteren Zellen höher organisirter Pflanzen, dann als ungewohnter Fall in den lebenskräftigen Internodialzellen der Characeen.[7])

Für die Beobachtung der directen Kerntheilung in älteren Zellen sind besonders geeignet die älteren Internodien von Tradescantia virginica.

Ein Längsschnitt, in Wasser untersucht, zeigt dieselben meist in grosser Anzahl (Fig. 114 *A*). Die Zellkerne haben ihren ursprünglichen Inhalt aufzuweisen, sind aber mehr oder weniger unregelmässig, in mehrere verschieden grosse und verschieden gestaltete Abschnitte eingeschnürt. Ist der Einschnitt einseitig, so erscheinen die Zellkerne nierenförmig, bei allseitiger Einschnürung bisquitförmig oder auch unregelmässig gelappt. In manchen Fällen haben sich die Theilstücke völlig getrennt und liegen entweder an einander oder in grösserer oder geringerer Entfernung. Die Anzahl der so getrennten Kerne in einer Zelle kann bis auf 8 oder 10 anwachsen. Dieselben sind verschieden gross. Auch die Theilstücke können sich durch Einschnürung vermehren. — Die in Einschnürung begriffenen Kerne sind in fast allen Elementen des Schnitts zu finden, am besten in dem Markparenchym. Die dünnwandigen Elemente der Gefässbündel, die ebenfalls die gebuchteten Zellkerne führen, zeigen ausserdem sehr schöne Protoplasmaströmung. — Diese Zellkerne kann man sehr rasch mit Essigsäure-Methylgrün fixiren (Fig. 114 *B*). Sie treten dann sehr scharf hervor.

Zum Schluss wollen wir, unsere stärksten Objective zu Hilfe nehmend, an eine Frage herantreten, deren Entscheidung von der grössten Wichtigkeit für die gesammte Auffassung des Pflanzenkörpers ist. Es handelt sich um die gegenseitige Verbindung der protoplasmatischen Zellkörper der Pflanze, derart, dass dieselben ein einziges, continuirliches Ganze bilden.[8]) Die günstigsten Objecte für dieses Studium geben die secundären Rinden dicotyler Pflanzen ab und wählen wir unter diesen besonders Rhamnus Frangula aus. Von einem, mindestens ein Centimeter dicken Stammtheile entfernen wir mit dem Rasirmesser zunächst das Periderm und führen nun weiter durch die grüne Rinde zarte, tangentiale Längsschnitte aus. Diese Schnitte benutzen wir, um uns über den Bau der secundären Rinde zu orientiren und untersuchen sie zu diesem Zwecke in Wasser. Wir richten unser Augenmerk vorwiegend nur auf das chlorophyllhaltige Bastparenchym, das wir aus rechteckigen, vorwiegend tangential gedehnten Zellen gebildet sehen. Diese Zellen haben mehr oder weniger stark verdickte, von weiten oder engeren, zum Theil so engen Tüpfeln, dass deren Unterscheidung schwer wird, durchsetzte Wände.[9]) Alle diese Tüpfel sind unbehöft. Ausser den Bastparenchymzellen fallen uns vor Allem noch die langen Bastfasern und die spindelförmig umschriebenen Durchschnitte der Markstrahlen auf. — Wir stellen hierauf neue tangentiale Längsschnitte durch die secundäre Rinde her, legen sie auf ein Deckglas und bringen einen Tropfen concentrirter Schwefelsäure auf dieselben. Nach wenigen Secunden tauchen wir das Deckglas in ein mit Wasser erfülltes Glas ein und waschen rasch und möglichst vollständig die Schnitte aus. Hierauf werden dieselben mit wässrigem Anilinblau gefärbt, mit Wasser ausgewaschen und in diluirtes Glycerin gebracht. — Statt wässerigem Anilinblau ist mit Vortheil Pikrin-Anilinblau zu brauchen. Dieses stellt man sich her, indem man in 5% Alcohol Pikrinsäure bis zur Sättigung löst und Anilinblau zusetzt, bis dass die Lösung eine blaugrüne Färbung erhält. — Die Untersuchung ist mit den stärksten Vergrösserungen, womöglich mit Objectiven für homogene Immersion, anzustellen.

Die Einwirkung der Säure war die erwünschte, wenn die Wände des Bastparenchyms so weit gequollen sind, dass sie etwa denselben Durchmesser, wie die contrahirten Zellkörper zeigen. Die Mittellamellen der Wände sind ebenfalls gequollen und eben dieser Umstand macht das Object für die Untersuchung so günstig. Die contrahirten Plasmakörper sind durch das Anilinblau schön tingirt worden. Die Umrisse der einzelnen Plasmakörper der Rindenparenchym-Zellen sind an denjenigen Flächen glatt, mit welchen sie an eine mit sehr feinen Poren versehene Zellwand grenzten, sie sind mit dickeren oder dünneren Fortsätzen versehen, dort wo die anstossende Zellwand weitere Tüpfel besass. Die Fortsätze der Plasmakörper correspondiren in den benachbarten Zellen. Wir betrachten zunächst genau die gequollene Schliesshaut, die zwei besonders breite, gegen einander gerichtete Fortsätze der Plasmakörper trennt. Wir finden zwischen diesen beiden Fortsätzen eine Anzahl äusserst zarter, körnig erscheinender Fäden ausgespannt. Es sind das die Plasmafäden, mit denen die benachbarten Plasmakörper auch im lebenden Zustande communicirten. Die äusseren Fäden eines solchen Complexes sind bogenförmig gekrümmt und erinnert derselbe daher auffallend an die Verbindungsfäden, die zwischen zwei Schwesterkernen ausgespannt sind. Wo die einander zugekehrten Flächen zweier Zellen glatt erscheinen, finden wir meist die Mittelschichten der Zellwand ihrer ganzen Ausdehnung nach von Fäden durchsetzt, die bei sehr starker Quellung der Wand von den beiden Plasmakörpern getrennt wurden, oder bei schwächerer Quellung noch mit denselben zusammenhängen. Diese Fäden sind in ihrer Mitte etwas angeschwollen, so dass sie spindelförmig erscheinen. In besonders günstigen Fällen zeigen sich die Spindeln in der Mitte unterbrochen und deren beiden Hälften durch äusserst zarte, körnige Fäden verbunden. Doch gilt es nach solchen Bildern oft lange zu suchen. Ueberhaupt zeigen uns nicht alle Plasmakörper ihre gegenseitige Verbindung gleichzeitig, vielmehr nur diejenigen, die bei Ausführung des Schnittes in keiner Weise gelitten hatten und die rasch durch die Schwefelsäure fixirt wurden. Die lädirten, respective die nicht rasch genug fixirten Zellen haben ihre Fortsätze eingezogen. — Diejenigen Wände, die ihrer ganzen Ausdehnung nach von feinen Fäden durchsetzt erscheinen, erwecken die Vorstellung, dass es sich im Innern derselben um dieselben Fäden handle, innerhalb welcher bei der Zelltheilung die Scheidewand angelegt wurde, um Verbindungsfäden somit die als solche erhalten geblieben wären, um die Communication zwischen den beiden Zellleibern zu unterhalten.[10]) Bei Ausbildung breiter Tüpfelflächen bleibt später die Verbindung nur innerhalb dieser bestehen, dass aber eine solche directe Verbindung durch Plasmafortsätze zwischen benachbarten Zellen besteht, scheint nunmehr sicher gestellt zu sein.

Relativ viel leichter werden wir uns von einer auch neuerdings erst festgestellten Thatsache überzeugen können, dass nämlich die Intercellularräume vielfach von protoplasmatischen Inhaltsmassen angefüllt, resp. ausgekleidet werden.[11]) Unter den zahlreichen Objecten, die hier zur Untersuchung dienen könnten, sind einjährige Zweige von Ligustrum vulgare besonders zu empfehlen.[12]) Diese legt man in absolutem Alcohol für einige Tage ein, um die Zellkörper zu härten, da beim Schneiden

frischer Objecte der Zellinhalt in die Intercellularen gelangt und die erhaltenen Resultate somit unsicher macht. Durch die gehärteten Zweige führt man zarte Querschnitte, welche die primäre Rinde enthalten, aus, und legt sie in verdünnte Jodjodkaliumlösung. Man findet die Rinde gebildet von abgerundeten, ziemlich stark verdickten Zellen, welche verschieden grosse Intercellularräume zwischen sich lassen. Diese nun sieht man erfüllt oder ausgekleidet von Substanzmassen, welche durchaus die nämliche gelbbraune Färbung, wie die Inhaltskörper der benachbarten Zellen angenommen haben. Man kann die erzielten Effecte zum Theil noch steigern, wenn man nach Entfernung der Jodlösung mit ein Drittel Wasser verdünnte Schwefelsäure zusetzt und so eine Blaufärbung und ein schwaches Aufquellen der Zellwände veranlasst. Die gelbbraunen Inhaltsmassen der Zellen und der Intercellularen treten dann noch schärfer hervor. — Eben so instructiv wie die Querschnitte erweisen sich bei entsprechender Behandlung radiale Längsschnitte. Die Rindenzellen erscheinen in dieser Ansicht etwas longitudinal gestreckt und die Intercellularräume von zum Theil bedeutender Länge.

Anmerkungen zum XXXII. Pensum.

[1]) Vergl. zu diesem Abschnitt: Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl.; Flemming, Zellsubst., Kern u. Zellth.; Strasburger, die Controversen der Kerntheilung. In diesen Werken die übrige Litteratur.

[2]) Flemming, Archiv f. mikr. Anat. Bd. XIX, pag. 317.

[3]) Flemming, Zellsubstanz, Kern etc. pag. 384.

[4]) Für Doppelfärbungen von Geweben diese Farbstoffe zuerst vorgeschlagen von J. Macfarlane. Transact. Botan. Soc. Edinb. Bd. XIV, pag. 190.

[5]) Von v. Mohl im Jahre 1835, Dissert., abgedruckt in Flora 1837.

[6]) Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., pag. 203.

[7]) Johow, Bot. Ztg. 1881, Sp. 728. Strasburger, Ueber den Theilungsvorg. d. Zellk. pag. 98, auch Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXI. dort die Litteratur.

[8]) Vergl. zur allgemeinen Orientirung: Strasburger, Bau und Wachsthum der Zellhäute, pag. 246, 1882. Zur specielleren Litteratur: Thuret et Bornet, Etudes phycol. pag. 100. Frommann, Stzber. d. Jen. Gesell. f. Med. u. Naturw. 1879, pag. 55 und Beob. über Protopl. d. Pflanzenzellen; Tangl, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XII, pag. 170; Russow, Stzber. d. Dorpater naturf. Gesell. 1882, pag. 350; Strasburger, Stzber. d. Niederrh. Gesell. in Bonn, 4. Dec. 1882; Gardiner, Quart. Journ. Microsc. Sc. 1882, pag. 365; Hillhouse, Bot. Centralbl. Bd. XIV, pag. 89; Gardiner, Quart. Journ. Microsc. Sc. 1883, pag. 301 u. Proceed. Royal Soc. 1883, pag. 163; Schmitz, Stzber. d. kgl. Ak. d. Wiss. in Berlin 1883, pag. 219; Russow, Stzber. d. Dorpater naturf. Gesell. Sept. 1883; Gardiner, Phil. Transact. of the Roy. Soc. Part. III. 1883, pag. 817.

[9]) Dieses Object wurde von Russow empfohlen, die hier befolgte Untersuchungsmethode ist von Gardiner, letzte Abh. pag. 821 ff.

[10]) Vergl. Strasburger, Ueber den Bau u. d. Wachsth. d. Zellh. pag. 248 und Russow, in der zuvor citirten Mittheilung.

[11]) Vergl. Russow l. c. pag. 19. Berthold, Ber. d. deut. botan. Gesell. II. Jahrg. pag. 20.

[12]) Empfohlen von Berthold l. c.

Register I.

Verzeichniss der untersuchten Pflanzen.

Soweit die Pflanzen nicht frisch in Gebrauch kommen, ist dies besonders hervorgehoben; auch ist der Theil der Pflanze, respective auch der Entwicklungszustand genannt, der zur Untersuchung gelangte.

Register II.

Verzeichniss der Reagentien.

Soweit es sich um specielle Reagentien, respective Farbstoffe handelt, sind dieselben, wo nicht anders angegeben, von Dr. Georg Grübler in Leipzig, Dufourstrasse Nr. 17, von Dr. Theodor Schuchardt, chemische Fabrik in Görlitz, oder von Heinr. Sohncke, Chemikalien-Handlung in Halle a. S., grosse Steinstrasse Nr. 2, die von R. Koch empfohlenen Farbstoffe auch von König, Diener am physiol. Inst. in Berlin, Dorotheenstrasse Nr. 35, zu beziehen. — Für eine Anzahl speciell histologischer Reagentien ist die Darstellungsweise in diesem Register angegeben.

Aether.

Agar-Agar, statt gewöhnlicher Gelatine, von Gracilaria lichenoides stammend, welche im Osten zu Suppen und Gelées benutzt wird. Auch von Gigartina speciosa. Hält höhere Temperaturen als gewöhnliche Gelatine ohne zu zerfliessen aus.

Alcohol abs. Wo Alcohol von einem bestimmten Wassergehalt nothwendig ist, verdünne man am besten den absoluten, weil Spiritus selten ganz säurefrei ist.

— 50 %.

— 70 %.

Alkannatinctur. Die alcoholische Tinctur so weit mit Wasser versetzt, dass die zu färbenden Harze nicht gelöst werden.

Ameisensäure.

Ammoniak.

Anilin-Oel.

Anilin, schwefelsaures.

Anilinblau.

Anilingrün.

Bismarckbraun.

Campher.

Canadabalsam, gelöst in Terpentin, Chloroform, Benzol und Xylol.

C. Kaiser, Berlin, liefert Canada-Balsam in Terpentin in Metalltuben pr. Tube 0,75 M., aus denen der Balsam in beliebig grossen Tropfen herausgedrückt werden kann, was ein sehr bequemes Arbeiten mit demselben zulässt.

Carbolsäure.

Carmin. Die Carminlösungen färben meist diffus, man erhält aber scharfe Kerntinctionen, wenn man die tingirten Präparate für einige Zeit in 50 bis 70 % Alcohol, der 0,5 bis 1 % Salzsäure enthält oder in mit 0,5 % Salzsäure versetztes Glycerin einlegt.

Carmin, Beale'scher. 0,6 *g*. pulverisirt. Carmin übergiesst man mit 2,3 *cc*. concentr. Ammoniak. Nach Auflösung des Carmins lässt man eine Stunde stehen und giesst sodann in ein Gemisch von 66 *cc*. Wasser 47,5 *cc*. concentr. Glycerin und 19 *cc*. absol. Alcohol. Man mischt und filtrirt nach einiger Zeit. How to work with the Mikr. 5 Aufl. 1880.

— Grenacher'scher Alaun-Carmin. Man kocht eine 1–5 % wässrige Lösung von gewöhnlichem oder Ammoniak-Alaun mit 1/2—1 % gepulvertem Carmin etwa 10—20 Minuten und filtrirt nach dem Erkalten. Man setzt eine Spur Carbolsäure hinzu. Archiv für mikr. Anat. XVI, pag. 465.

— Grenacher'scher Borax-Carmin. Man löst 2—3 % Carmin auf in 4 % Borax in Wasser, verdünnt mit dem gleichen Volumen 70 % Alcohol und filtrirt nach längerem Stehen. Archiv f. mikrosk. Anat. XVI, pag. 468.

— Thiersch's Borax-Carmin. 4 Theile Borax in 56 Theilen dest. Wasser gelöst, dieser Lösung 1 Theil Carmin zugefügt, hierauf 1 Raumtheil desselben mit 2 Raumtheilen absolutem Alcohol vermischt und filtrirt. Arch. f. mikr. Anat. I. p. 149.

Carminsaures Ammoniak. Hoyer's neutrales. Man erwärmt 1 *g*. Carmin in ca. 1—2 *cc*. starker Ammoniaklösung und 6—8 *cc*. Wasser so lange im Sandbade, bis dass der überschüssige Ammoniak sich sich verflüchtigt hat. Es zeigen sich dann nur noch kleine Bläschen und die ammoniakalische Verbindung beginnt sich zu zersetzen, wodurch die Lösung hellroth wird. Man filtrirt nach dem

Jod in Alcohol.
— in Chloral.
— in Glycerin. Lösung von Jod in Glycerin, ev. mit darauf folgendem Wasserzusatz.
— in Jodkalium, 5 *cg.* Jod, 20 *cg.* Jodkalium und 15 *g.* dest. Wasser.
— und Schwefelsäure, zur Blaufärbung der Cellulose; am besten mit Jodjodkalium und Schwefelsäure, die aus 2 Theilen Schwefelsäure und 1 Theil Wasser dem Volumen nach besteht. Russow, Stzber. der naturf. Gesell. in Dorpat, 24. Sept. 1881.
— in Wasser.
Jodlösungen sind bei Lichtabschluss oder in Chromgläsern aufzubewahren.
Jodgrün.

Kali, chlorsaures.
— doppeltchromsaures.
— essigsaures.
— salpetersaures.
Kalilauge.
Kalk, phosphorsaurer.
— schwefelsaurer.
Kirschholz-Extract.
Kupfer, essigsaures.
— schwefelsaures.
Kupferoxyd-Ammoniak. Unterschwefelsaures Kupferoxyd wird mit verdünnter Ammoniaklösung vorsichtig gefällt, der hellgrüne Niederschlag filtrirt und ausgewaschen und noch feucht mit conc. Ammoniakflüssigkeit übergossen, wo sich der zuvor erhaltene Niederschlag unter Wärmeentwicklung löst. Nach dem Erkalten setzen sich Krystalle von unterschwefelsaurem Kupferoxyd-Ammoniak zu Boden; die abzufiltrirende Flüssigkeit enthält nur Kupferoxyd-Ammoniak. Aufzubewahren in schwarzen Gläsern oder im Dunkeln. Schweitzer. Vierteljahrsschr. d. naturf. Gesell. in Zürich. Bd. II. 1857.

Lavendelöl.

Macerations-Gemisch, Schulze'sches.
Magnesia, schwefelsaure.
Maskenlack Nr. 3, aus der Lackfabrik von Beseler, Berlin, Schützenstr. 66, oder aus dem Institut für Mikroskopie von E. Kaiser in Berlin.
Methylenblau.
Methylgrün.
— Ameisensäure-M.
Methylgrün. Essigsäure-M.
Methylviolett.
— *BBBBB.*
Millon'sches Reagens.

Natron, schwefligsaures.
Natronlauge.
Nelkenöl.
Nigrosin (Qual. I von Trommsdorf).

Olivenöl.
Origanumöl.

Phenylamin.
Phloroglucin.
Pikrin-Alcohol. Pikrin in 5 % Alcohol.
— Anilinblau.
— Nigrosin.
— Schwefelsäure.
Pikrinsäure.
Pikrocarmin.

Rosanilin, schwefelsaures.
Rosanilinviolett, Hanstein'sches, gleiche Theile Methylviolett und Fuchsin.

Safranin aus der Chemikalienhandl. von R. Schäfer in Darmstadt oder von Dr. Grübler.
— in Alcohol.
— wässeriges.
Salpetersäure.
— in Alcohol, 3 : 100.
Salzsäure, conc. u. verd. 10 %; 30 %.
Schwefelkohlenstoff.
Seignettesalz.
Schwefelsäure.
Serum von Rinderblut.
— von Schafblut.

Terpentinöl.
Für Objecte, die bei Uebertragung aus Nelkenöl in Dammarlack oder Canada-Balsam schrumpfen, ist verharztes Terpentinöl empfohlen worden, das sich gut mit Alcohol mischt und somit ganz allmählich dem Alcohol zugesetzt werden kann. Flemming, Zellsubstanz, Kern etc. pag. 384.

Ueberosmiumsäure (im Dunkeln aufzubew.).

Vesuvin.

Wachs.

Xylol.

Zuckerlösungen.

Allgemeines Register III.



Druck von C. Grumbach in Leipzig.

